MEMORIAS
DO
INSTITUTO OSWALDO CRUZ

Tomo 29 Novembro—1934 Fasciculo 1

Glutathion no sangue humano normal (*)

por

GILBERTO G. VILLELA e J. GOMES CAMPOS [1]

RESUMO HISTORICO

A theoria de Wieland considera como « acceptores de hydrogenio » certas substancias facilmente reductiveis, capazes de retirar o H das oxydações metabolicas. Deve-se a Hopkins uma importante contribuição ao estudo das oxydações physiologicas. Isolou elle em 1921 dos tecidos animaes e vegetaes um « acceptor de hydrogenio » ao qual deu o nome de glutathion. A descoberta de Hopkins teve por inicio os trabalhos de Rey-Palhaide apresentados á Academia de Sciencias de Paris em 1888. Este pesquizador foi quem primeiro observou a propriedade que possuiam as cellulas de levêdo e seus extractos aquosos de reduzir o S á frio. Mostrou depois que muitos tecidos possuiam a mesma propriedade e n'uma série de communicações manteve sempre o ponto de vista de que o H labil existente nas cellulas gozava de importante funcção respiratoria. Rey-Palhaide propoz o nome de « *philothion* » a essa substancia que a principio suppoz carregar o H labil; mais tarde em seus ultimos trabalhos considerava o philothion como um « hydrureto de albumina » e só após a publicação de Heffter (1908) acceitou a existencia do H labil em grupos sulfidrylicos (—SH).

(*) Recebido para publicação a 26 de Junho de 1934.

[1] Trabalho feito no Instituto Oswaldo Cruz e no Laboratorio da Clinica Dermatologica da Faculdade de Medicina (Serviço do Prof. Rabello).

Depois que Mörner empregou a reacção do nitroprussiato de sodio para a identificação da cysteina, numerosos pesquizadores (Gola, Buffer, Heffter, Arnold), mostraram a existencia do grupo sulfidrylico nos tecidos animaes e vegetaes. Heffter em 1908 applicou a reacção do nitroprussiato a um grande numero de tecidos e extractos, obtendo reacção positiva em muitos casos.

Arnold, em 1911, mostrou que o test de nitroprussiato, em condições apropriadas, podia ser considerado positivo para todos os tecidos organizados. Para este autor o grupo S. H pertencia á cysteina e fazia parte da constituição primaria de toda cellula.

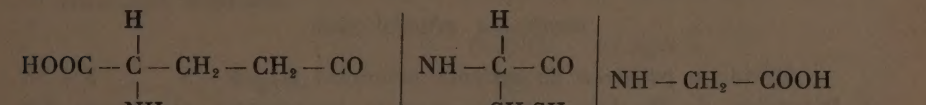
Heffter, apezar de não ter conhecimento da natureza chimica da substancia, formulou hypotheses muito suggestivas. Assim, julgava que o grupo — S H pelo seu hydrogerio era responsavel pelas propriedades reductoras do protoplasma como tambem indirectamente pelas oxydações da cellula, passando da fórma sulfidrylica — S H para a disulfurica S — S. Heffter chamou a attenção para o facto de que a cysteina podia ser reduzida para cystina sob a acção do sulfito de sodio e suggeriu a ideia de que na cellula, alguma substancia semelhante ao sulfito age como um «acceptor» do oxygenio da mollecula da agua, libertando o hydrogenio que vae reduzir o grupo disulfurico. As hypotheses de Heffter não passaram, entretanto, do dominio theorico.

Em 1921, Hopkins, procurando determinar a natureza chimica do constituinte a que Rey-Palhaide chamou de « philothion », fez um exhaustivo estudo em fracções dos extractos tissulares e conseguiu isolar do levêdo, do musculo e do figado de mammiferos, a substancia responsavel pela reacção do nitroprussiato, que foi por elle considerada como um dipeptide do acido glutamico e cysteina, propondo por isso o nome de *glutathion.*

Stewart e Tunnicliffe (Biochem. Journ. *19*, 207 (1925) synthetisaram o dipeptide e confirmaram a formula:

$$SH.\ CH_2.\ CH.\ NH.\ CO.\ CH_2.\ CH_2.\ CHNH_2.\ COOH$$
$$\quad\quad\quad

Kendall, McKensie e Mason (3) publicaram resultados semelhantes. Kendall em trabalho posterior (4) mostrou que no glutathion o acido glutamico está unido á cysteina e esta ao grupo aminado da glycina, devendo sua formula ser assim representada:



acido glutamico | *cysteina* | *glycina*

O glutathion é portanto segundo a moderna nomenclatura a glutamil-cysteinil-glycina.

Existe sob duas formas: oxydada e reduzida, sendo a oxydação e reducção resultante da reacção reversivel do grupo =SH.

As reacções que caracterizam o glutathion são reacções qualitativas communs aos compostos sulfidrylados.

1) — Aquecido em meio alcalino com plumbito de sodio, ou com hydrato de chumbo, forma um precipitado de sulfureto de chumbo.

2) — Reacção do nitroprussiato de sodio. 2 a 3 cc. da sol. sulfidrylica mais algumas gottas da solução fresca de nitroprussiato a 5 % mais 1 a 2 gottas de ammoniaco concentrado (Hopkins) = coloração vermelha que desapparece rapidamente.

3) — Modificação de Rothera. Consiste na addição prévia de sulfato de ammonio em concentração elevada intensificando a reacção.

A reacção do nitroprussiato só põe em evidencia as fórmas reduzidas.

4) — Reacção de Walker. Substituir o alkali pela solução de cyaneto de potassio a 10 %. Solução a estudar mais gottas de nitroprussiato a 10 %, mais gottas de cyaneto de potassio até a alcalinidade. As formas reduzidas dão immediatamente uma côr vermelha magenta; as fórmas oxydadas dão a mesma coloração com certa demora.

5) — Reacção com o acido phospho-tungstico. Tanto o glutathion como a cysteina reduzem em solução alcalina o reactivo de Folin-Wu e dão uma coloração azul que foi o ponto de partida de um methodo colorimetrico para a cysteina.

6) — A reacção especifica da cysteina (Sullivan) com o 1-2 naphtoquinona-sulfonato de sodio não dá nenhuma coloração com o glutathion (Hess).

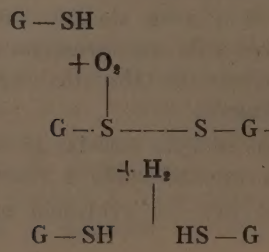
Importancia do glutathion e seu modo de acção nas oxydações physiologicas

Devido a presença do systema reversivel $H_2 + S-S \rightleftharpoons S + SH$ o tripeptide de Hopkins assumiu enorme importancia no campo das oxydações e reducções em biologia. Bem cedo se verificou que a reacção do meio exerce uma grande influencia sobre esse equilibrio. Na zona de pH visinha da neutralidade o glutathion é facilmente autoxydavel, ao contrario a autoxydação é pequena em zonas de pH distantes de um e outro lado da neutralidade.

O glutathion dos tecidos existente sob a fórma —SH é particularmente autoxydavel devido ao pH tissular.

A faculdade de transformação do glutathion reduzido em glutathion oxydado é grande. Observa-se tambem facilmente a transformação da fórma oxydada reduzida sob a acção dos assucares reductores e mesmo do cyanete de potassio.

O modo de acção do glutathion nas oxydações physiologicas pode ser assim eschematicamente representado:



O glutathion age pois como um acceptor de hydrogenio, removendo este elemento dos tecidos e passando-o ao oxygenio. O peroxydo de hydrogenio que se forma é decomposto em agua e hydrogenio pela catalase tissular que assume ahi uma funcção protectora e definitiva (Bodansky).

EXISTENCIA NOS TECIDOS:

Em 1925, Tunnicliffe (5) introduziu um methodo de dosagem do glutathion baseado no facto de ser o grupo —SH passivel de oxydação pelo iodo para o grupo S — S e relativo portanto ao conteúdo

de glutathion dos tecidos. Surgiram em seguida varios trabalhos mostrando a porcentagem do glutathion nos tecidos vivos.

Blanchetière e Binet (6) avaliaram systematicamente para o cão o teôr em glutathion reduzido (G. SH) de varios orgãos, publicando os resultados seguintes:

	G. S. H.	em mgrs. %
Figado	245	396
Pulmão	74	87
Baço	193	215
Rim	264	306
Musculos	67	81
Coração	103	136
M. recto	58	—
[2] Suprarenal	374	585
Thyreoide	143	293
Pancreas	201	234
Ovario	143	324
Testiculo	255	266

As vistas se dirigiram depois para o sangue que nas primeiras pesquizas não foi encontrado, (Hopkins, Tunnicliffe), embora os primitivos resultados de Arnold accusassem a presença da reacção do nitroprussiato nos filtrados de globulos livres de protides.

Pouco tempo após a publicação do methodo de dosagem por Tunnicliffe, Holden isolou 50 mgrs. de glutathion de 1 litro de sangue de carneiro e achou que o glutathion se achava inteiramente unido aos globulos, não existindo no plasma (7). Thompson e Voegtlin dosando-o no sangue de varios animaes verificaram tambem a sua ausencia absoluta no sôro (8):

	Sangue Total		Globulos		Sôro	
	G—SH	GT	G—SH	GT	G—SH	GT
Cão	20	24	55	79	0	0
Rato	22	30	46	53	0	0
Porco	31	39	70	93	0	0
Boi	35	39	73	81	0	0
Vitello	36	38	66	74	0	0
Carneiro	38	41	86	100	0	0
Coelho	49	54	104	114	0	0
Cobayo	49	28	143	151	0	0

[2] Nota-se qne a suprarenal é particularmente rica em G. S. H o que fez Loeper attribuir-lhe papel no metabolismo do enxofre.

Varios outros autores (Brown e Kolker, Hunter e Eagles, Harding e Cary, Uyei, Blanchetière, Mélon e Binet) investigaram o conteúdo de glutathion do sangue de varios mammiferos.

GLUTATHION NO SANGUE HUMANO NORMAL

A primeira determinação no sangue humano normal, foi feita por Turner que encontrou, usando o methodo de Tunnicliffe, a média de 107 mgrs. por 100 cc. de globulos.

Benedict e Newton (9), em 18 casos, usando um methodo de dosagem baseado na reacção do nitroprussiato de sodio deram a média de 55 mgrs. por 100 cc. de sangue total. Zunz encontrou 44.45 de glutathion reduzido e 55.66 de glutathion oxydado (10). Schelling (11) empregando o methodo colorimetrico pela reducção do ferrocyaneto, proposto por Mason, dá a média de 22 mgrs. Uyei encontrou 50 mgrs. (12). Hess obteve como média para a fórma reduzida 59 mgrs. e 62 mgrs. para a fórma oxydada (13). Este autor empregou em suas determinações o methodo iodometrico de Okuda usado para a dosagem de cysteina. Mais recentemente Woodward e Fry empregando um novo desproteinisante e usando a iodometria encontraram a média de 34 mgrs. para G — SH e 3 a 11 mgrs. para G — SS (14).

CAUSAS QUE INFLUEM NA DETERMINAÇÃO DO GLUTATHION NO SANGUE

O desaccordo entre os valores mencionados deve-se á pouca precisão das technicas empregadas e sobretudo á pluralidade dos reactivos desproteinisantes que não permittem sempre obter filtrados quantitativamente homogeneos. Em primeiro plano está a acidez final dos filtrados que varia de um processo para outro, influindo enormemente nos resultados, devido á maior ou menor autoxydação processada. Desde que se trabalhe em condições especiaes de pH, tanto nas titulações iodometricas como nos methodos colorimetricos os resultados podem ser comparaveis.

Na obtenção do filtrado de sangue para a determinação do glutathion dois cuidados devem ser rigirosamente observados:

1. — Que o glutathion seja totalmente extrahido dos globulos.
2. — Que não se perca o glutathion pela autoxydação.

O filtrado de acido trichloro-acetico usado primitivamente por Tunnicliffe teve por fim evitar a autoxydação. Realmente, devido a grande acidez final do filtrado a autoxydação que se observa é pequena. Segundo

Bierich e Kalbe a autoxydação é de 5 % em 3 horas, desapparecendo esse erro quando se faz a titulação immediatamente (15). Entretanto, o glutathion não é totalmente extrahido pelo acido trichloro-acetico conforme verificaram Gabbe (16), Gulland e Peters (17) e Schelling (11), não podendo portanto ser esse acido empregado como desproteinizante nas determinações do glutathion. Usando-se o methodo de Folin-Wu, a extracção do glutathion é total conforme se tem verificado pela recuperação do tripeptide addicionado ao sangue antes da desproteinização. Quando se emprega na diluição de 1:10 o pH final é de 5.5 sendo insufficiente para prevenir a autoxydação que exige uma acidez mais baixa.

Schelling empregando nas dosagens do glutathion o methodo colorimetrico de Mason propoz a modificação da diluição de 1 : 5 ficando o pH em 4.9. Essa acidez é ainda insufficiente para prevenir a perda dos grupos — SH e por isso Mason em seus ultimos trabalhos propoz uma modificação (18), augmentando a acidez de modo a evitar a autoxydação.

Hess, em trabalho publicado em 1929, aconselha a desproteinização pelo acido tungstico-molybdico (technica de Benedict e Newton). A extracção do glutathion é total e a autoxydação é nulla, só se processando ao fim de algumas horas. O pH do filtrado é de 3,5.

Mais recentemente, Woodward e Fry propuzeram após repetidos ensaios, um novo desproteinizante para a determinação do glutathion, fornecendo um filtrado que satisfaz inteiramente as duas condições acima mencionadas. Esses autores verificaram que usando-se o acido sulfosalicylico o glutathion é totalmente extrahido e o filtrado possue uma acidez sufficiente para evitar qualquer autoxydação. O pH final é de 2.0. O glutathion addicionado ao sangue, antes da precipitação dos protides é recuperado na porcentagem de 97 a 100 %.

Sangue	G-S H addicionado mgrs. o/o	G. SH do sangue mgrs. o/o	G. SH total encontrado mgrs. o/o	G. SH recuperado mgrs. o/o
1	100	39.7	138.5 136.5	99.8 97.1
2	100	29.8	129.5 130.1	99.7 100.3

Determinando o glutathion por varios processos concluimos pela maior sensibilidade da technica de Woodword e Fry. Ensaiamos detalhadamente a technica aconselhada por esses autores, bem como a de Okuda-Hess, ambos titrimetricos baseados na oxydação da fórma — SH.

Todos os autores estão accordes que sómente a thioneina, que existe

em pequena quantidade no sangue, pode exercer influencia sobre a titulação iodometrica do glutathion devido á existencia na molecula do aggrupamento S-H. Em pH extremamente acido, a thioneina é levemente oxydada pelo iodo; ao contrario em pH proximo da neutralidade a oxydabilidade é augmentada. Em presença do glutathion sempre em pH acido a oxydação da thioneina se processa e sua maior ou menor oxydação é funcção da quantidade das duas substancias presentes. Woodward e Fry mostraram que o glutathion exerce uma acção catalytica sobre a oxydação da thioneina. Quando a relação entre o glutathion e a thioneina é de 1:1 esta se oxyda pelo iodo na proporção de 48 %, quando a relação é de 2:1 a percentagem sóbe a 56 %.

Sendo a relação de 6:1, isto é, proximamente da que existe entre esses dois compostos no sangue normal, a thioneina é oxydada pelo iodo na proporção de 60 %. Tomando como média 5 mgrs. de thioneina presente em 100 cc. de sangue o erro nas determinações do glutathion, pela technica de Woodward-Fry é sómente de 3 mgrs. %.

O teôr de thioneina no sangue é de 5 a 7,5 mgrs. para 100 cc. (Hunter, Behre e Benedict) para a fórma S — S com o iodeto e iodato de potassio em solução acida (19). Fundamentam-se as technicas de dosagem do glutathion no processo iodometrico de Okuda empregado no Hygiene Laboratory de Washington para a determinação da cystina e de cysteina. Hess foi quem primeiro empregou o methodo de Okuda na determinação do glutathion. Requer as seguintes soluções:

1) — Iodato de potassio m/1.200 (dissolver 0,5350 mgrs. de iodato de potassio em 3 litros de HCl a 2 %).
2) — Acido chlorhydrico a 4 %.
3) — Iodato de potassio aquoso a 5 %.

GLUTATHION REDUZIDO

Technica: — 10 cc. do filtrado isento de protides obtido pelo methodo Benedict-Newton são postos exactamente a 2 % com HCl. Addicionam-se 2.5 cc. de iodeto de potassio a 5 % e mais 2.5 cc. de HCl a 4 %.

A solução é então esfriada a 20° C. e titulada com a solução de Iodato m/1.200 com microbureta de precisão, até a coloração amarella persistente por 1 minuto.

Durante a titulação a temperatura não deve ultrapassar a 20° C. Este detalhe é importante podendo decorrer grandes erros se não fôr bem observado (King e Lucas) (20).

Por meio deste methodo só se determina o glutathion reduzido.

Para determinar a fórma oxydada é necessario reduzir o grupo G — S para — S H.

A technica é a seguinte:

GLUTATHION TOTAL:

Technica: — Para 10 cc. do filtrado addiciona-se 1 cc. de HCl concentrado a alguns decigrammos de Zn em pó. Aquece-se até a fervura durante 10'. Filtra-se e lava-se quantitativamente. Ajusta-se a acidez do filtrado para 2 % com HCl concentrado. Addiciona-se 2.5 cc. de iodeto de potasssio a 5 % e 2.5 cc. de HCl a 4 %. Esfria-se a 20° C. e titula-se com o Iodato. m/1.200.

Calculo: — Sabendo-se que 6,48 cc. da solução de iodato de potassio m/1.200 equivalem a 10 mgrs. de glutathion reduzido basta dividir o numero de cc. gastos de iodato na titulação pelo factor 6.48 para se ter em mgrs. a quantidade de glutathion para 100 cc. de sangue. Subtrahindo-se o glutathion total (G. T.) do glutathion reduzido (G — SH) tem-se o glutathion oxydado (G — GS).

O methodo de Woodward-Fry é mais simples, consistindo na titulação de 10 cc. do filtrado livre de protides (a custa da solução molar de acido sulfosalicylico) pelo iodato de potassio 0,001 N em presença de excesso de iodeto a 20° C. usando-se a gomma de amido como indicador interno.

A medida que o iodato é gottejado da microbureta o iodo se liberta e é inteiramente utilizado na oxydação do glutathion reduzido. Quando todos os grupamentos sulfidrylicos (— SH) são transformados em grupamentos disulfuricos (G — S) a menor quantidade de iodo em excesso dará com a gomma de amido a côr azul caracteristica que indica o final da titulação.

O processo de Woodward e Fry offerece as seguintes vantagens sobre o de Okuda-Hess e o de Mason (pelo ferricyaneto):

1) — Menor quantidade de sangue empregada nas determinações (3 cc. de sangue dão bastante filtrado para determinar o glutathion oxydado e reduzido).
2) — O filtrado é obtido mais rapidamente (com 1/2 hora após punc-ção venosa já se póde effectuar a primeira titulação).
3) — Não ha autoxydação sinão ao cabo de 24 horas, podendo-se repetir a titulação nas 8 primeiras horas com resultados sempre comparaveis.
4) — O uso de indicador interno facilita muito a apreciação do ponto optimo da titulação.

O methodo requer as seguintes soluções:

1) — Solução molar de acido sulfosalycilico (22 mgrs. para 100 cc.). Pesar 25 grs. por ser o acido muito hygroscopico.

2) — Solução de acido sulfosalycilico a 4 %. (Tomar 45.6 cc. da solução molar e diluir para 250 cc.).

3) — Iodeto de potassio a 5 %.

4) — Gomma de amido a 1 %.

5) — Iodato de potassio 0,001 N (contendo 2 % de acido sulfosalicylico).

Desproteinização

Technica: — Tomar 1 volume de sangue oxalatado em proporções optimas (0,01 cc. de $K_2C_2O_4$ a 30 % (3 mgrs.) para 1 cc. de sangue) e hemolizar em 8 volumes de agua distillada, em Erlenmeyer de 50 cc.

2) — Após 5 a 10 minutos juntar (gotta a gotta) lentamente, sob constante agitação do balão, 1 volume da solução molar de acido sulfosalycilico.

Misturar e filtrar em papel de filtro sêcco (tomando-se 3 cc. de sangue obtem-se 22 a 25 cc. do filtrado sufficientes para a determinação das formas oxydada e reduzida). O filtrado apresenta o pH de 2.0.

Titulação:

1) — Tomar 10 cc. do filtrado em balão Erlenmeyer de 50 cc.

2) — Addicionar 2.5 cc. de acido sulfosalycilico a 4 %.

3) — Addicionar 2.5 de iodeto de potassio a 5 % isento de I_2.

4) — Addicionar 2 gottas de gomma de amido a 1 %.

5) — Titular (usando microbureta) pelo iodato de potassio 0,001 N (feito a 2 % de acido sulfosalicylico para manter a acidez desejada) até o apparecimento de uma leve côr azul persistente. Durante a titulação o frasco é conservado dentro de um becker com agua na temperatura de 20° C. o que não só mantem fixa a temperatura propria para a titulação, como tambem fornece um fundo claro que facilita muito a observação do optimo de viragem (côr azul). Aliás a viragem final é muito rapida e sensivel, bastando ás vezes fracções de gotta para se dar como terminada a titulação.

Calculo (para 10 cc. do filtrado):

$$\frac{\text{cc. gottas de 0,001 N } KIO_3}{3.26} \times 100 = \text{mgrs. de GSH para 100 cc.}$$

de sangue. O valor 3.26 representa o titulo theorico para 1 mgr. de glutathion. O titulo theorico é obtido pela titulação de 1 mgr. de glutathion puro em 10 cc. de acido sulfosalicylico a 2 %.

A technica para o glutathion total é a seguinte:

1) — Tomar 12 ou 15 cc. restantes do filtrado.

2) — Addicionar 30 a 40 centgrs. de Zn. em pó e deixar reagir durante 20'.

3) — Filtrar em papel de filtro secco para remover o excesso de Zn (o filtrado apresenta o pH de 2.2 após esse tratamento).

4) — Tomar 10 cc. em balão Erlenmeyer de 50 cc.

5) — Addicionar 2.5 cc. da solução de acido sulfosalicylico a 4 %.

6) — Addicionar 2.5 de iodeto de K a 5 %.

7) — Addicionar 2 gottas de gomma de amido a 1 %.

8) — Titular pelo iodato de potassio 0.001 N na temperatura de 20°C. 20° C.

$$\textit{Calculo}: -\frac{\text{cc. gastos de 0,001 N}}{3.26} \times 100 = \text{mgrs. GT \%.}$$

Subtrahindo do Glutathion Total (GT) o glutathion reduzido (G — SH) tem-se o glutathion oxydado (G — SS).

Dando preferencia á technica de Woodword e Fry para as nossas determinações procuramos verificar cuidadosamente o pH final dos filtrados isentos de proteinas fornecidos pelo acido sulfosalicylico. Elles se mantêm sempre em torno de pH 2.0. As titulações successivas feitas no mesmo filtrado após 2 h., 8 h. e 24 horas nos mostraram resultados sempre comparaveis ao da titulação immediata conforme se vê no quadro abaixo.

Os nossos resultados mostram-se em perfeito accordo com os de Woodward e Fry. Estes autores igualmente observaram sómente pequena auto-oxydação em 24 horas.

Auto-oxydação do glutathion no filtrado de sangue obtido pelo acido sulfosalicylico

Sangue	mgrs. o/o	Titl. immediato	c/2 hs.	c/8 hs.	c/24 hs.
I	G. SH	26.2	25.9	25.8	20.4
	G. T	31.9	31.5	31.8	31.8
	G. SS	5.7	5.6	5.7	11.4
II	G. SH	27.6	28.0	27.8	21.9
	G. T	39.3	39.5	39.6	39.7
	G. SS	12.2	11.5	11.8	17.8
III	G. SH	30.3	30.6	31.0	24.1
	G. T	39.5	39.0	38.9	39.3
	G. SS	9.2	9.6	7.9	15.2
IV	G. SH	32.1	31.8	32.0	26.6
	G. T	41.4	42.0	41.9	41.3
	G. SS	9.3	10.2	9.9	14.7

As dosagens do glutathion no sangue de 30 individuos normaes de ambos os sexos nos forneceram os seguintes valores médios:

HOMENS:	G. SH.....	27.0	mgrs.	o/o
	G. T.....	33.6	«	«
	G. S. S.....	6.6	«	«
MULHERES:	G. SH.....	28.4	«	«
	G. T.....	36.2	«	«
	G. SS.....	7.8	«	«

O sangue foi sempre retirado pela manhã por puncção venosa e em seguida oxalatado na proporção de 0.01 cc. da $K_2C_2O_4$ a 30 % para cada 1 cc. de sangue. A desproteinização feita immedatatamente permittiu sempre realizar a titulação no prazo de 1/2 hora após a retirada do sangue. Observando cuidadosamente a titulação na temperatura de 20° C. e trabalhando com pipetas e microburetas rigorosamente calibradas, conseguimos valores que se enquadram perfeitamente dentro dos limites obtidos por Woodward e Fry.

Conforme se vê no quadro da pag. 13 os individuos do sexo feminino apresentaram valores superiores em todas as fracções do glutathion.

Os resultados foram sempre mais altos quando determinados pela technica de Hess.

Glutathion em 100 cc. de sangue oxalatado (21)

HOMENS mgrs. o/o						MULHERES mgrs. o/o				
N.	Idade	G. SH	G. SS	G. T.		N.	Idade	G. SH	G. SS	GT
1	23	17	2	19		1	22	16	12	28
2	18	21	6	27		2	32	23	5	28
3	33	21	3	24		3	24	24	3	27
4	22	25	5	30		4	38	25	6	31
5	26	24	2	26		5	21	26	6	32
6	28	26	4	30		6	25	28	9	35
7	21	26	5	31		7	40	28	12	40
8	21	26	6	32		8	32	28	12	40
9	53	27	12	39		9	29	28	2	30
10	29	29	12	41		10	44	29	9	38
11	24	30	9	39		11	19	30	6	36
12	23	30	8	38		12	32	30	5	35
13	29	31	10	41		13	50	37	13	50
14	19	36	4	40		14	33	38	6	44
15	50	37	11	48		15	19	38	11	49
Media:	—	27	6.6	33.6		—	—	28.4	7.8	36.2

Introduzindo no final da titulação o emprego do indicador interno em vez da simples coloração pelo iodeto, conseguimos valores sempre mais baixos o que prova que a sensibilidade do methodo por nós assim modificado é bem maior do que a da technica original de Hess.

ORIGINAL				INDICADOR INTERNO		
Sangue	G. SH.	G. T.	G. SS.	G. SH.	G. T.	G. SS
1	48	58	10	33	46	13
2	52	56	4	35	52	17
3	54	58	4	38	40	18
4	49	54	5	29	38	9
5	44	49	5	28	38	10
6	40	43	3	25	32	7
Media	47.8	53	5.1	31.3	41	12.3

Empregando a technica de Okuda-Hess e usando a gomma dee amido como indicador interno a média encontrada para o sangue dos 30 individuos normaes foi bastante mais baixa que a mencionada por Hess, porém ainda superior a que encontramos pela technica de Woodword e Fry, conforme se vê no quadro que segue.

Observações para o sangue de 30 individuos normaes:

Glutathion em mgr. para 100 cc. de sangue

		Pela technica de Woodward-Fry	Pela technica de Okuda-Hess modificada
HOMENS:	G. S. H.	27	34.6
	G. SS	6.6	11.2
	G. T.	33.6	45.9
MULHERES:	G. S. H.	28.4	34.4
	G. SS	7.8	12.6
	G. T.	36.2	46.0

Para o sangue de animaes (cobayo, coelho, gato) encontramos os seguintes valores:

Glutathion em 100 cc. de sangue oxalatado

Technicas de:

	OKUDA-HESS modificada			WOODWARD-FRY		
	G. SH	G. T.	G. SS	G. SH	G. T	G. SS
Cobayo	23	32	9	17.7	23	5.3
Gato	38.4	46.4	8	22.4	28	6.4
Coelho	24	36	12	19 2	26	7.2

Procuramos tambem verificar como se comportava o glutathion na *hyperglobulia* e na *acrocyanose*[3]. Na hyperglobulia o augmento do glutathion é consideravel devido a maior quantidade de globulos vermelhos porque são justamente os que contêm o glutathion pois o sôro é isento delle. No caso presente o doente apresentava 10 milhões de hematias por mm³.

Glutathion em mgrs. para 100 cc.

ACROCYANOSE	S. arterial	G. SH	19
		G. SS	2
		G. T.	21
	S. venoso	G. SH	14
		G. SS	4
		G. T	18
HYPERGLOBULLA		G. SH	55.8
		G. SS	10.7
		G. T	66.5

[3] O caso de hyperglobulia foi a nós cedido pelo Dr. Jayr Fontes a quem muito agradecemos. O de acrocyanose devemos á gentileza do Prof. Eurico Villela que nos forneceu o sangue bem como a observação clinica. A doente se achava internada na 12ª. Enfermaria do Hospital S. Francisco de Assis.

O teôr de G. SH no sangue arterial se mostrou superior ao do sangue venoso, o que está em perfeito accordo com as observações de Blanchetière, Mélon e Binet na asphyxia experimental do cão (22).

CONCLUSÕES:

1.) — Empregaram-se as technicas de Woodward e Fry e de Okuda-Hess na dosagem do glutathion do sangue normal.

2.) — O emprego da technica de Woodward e Fry offerece vantagens em relação ás demais existentes para a determinação do G. S. H.

3.) — Modificando-se o processo de Okuda-Hess pelo emprego de indicador interno favorece-se a leitura do ponto de viragem e por conseguinte augmenta-se a precisão da technica.

4.) — As médias obtidas para o sangue normal pela technica de Woodward-Fry foram para os individuos do sexo masculino de 27 mgrs. (G. S. H.), 6,6 (G. S. S.) e 33,6 mgrs. (G. T.), e para os do sexo feminino de 28,4 mgrs. (G. S. H), 7,8 mgrs. (G. S. S.) e 36,2 mgrs. (G. T).

5.) — A autoxydação do glutathion no filtrado obtido pelo acido sulfosalicylico só é apreciavel após 24 hs. Nas oito primeiras horas não ha nenhuma autoxydação.

6.) — Na hyperglobulia o glutathion do sangue augmenta por causa da maior quantidade de hematias. Na acrocyanose o sangue arterial é mais rico nesse composto do que o venoso estando em accordo com o que observaram Blanchetière, Mélon e Binet na asphyxia experimental do cão.

BIBLIOGRAPHIA

1) HUNTER & EAGLES—Bioch. Jour., vol. 72, 147, 1927.
2) HOPKINS—Bioch. Jour., vol. 84, 269, 1929.
3) KENDALL, MCKENZIE & MASON—Bioch. Jour., vol. 84, 657, 1929.
4) KENDALL—Proc. Staff. Meet. Mayo Clin., vol. 4 359, 1929.
5) TUNNICLIFFE—Bioch. Jour., vol. 19, 194, 1925.
6) BLANCHETIERE & BINET—C. R. Soc. Biol., vol. 97, 1049, 1927.
7) HOLDEN—Bioch. Jour., vol. 19, 727, 1925.
8) THOMPSON & VOEGTLIN—Jour. Biol. Chem., vol. 17, 197, 1926.
9) BENEDICT & NEWTON—The use of molybdic acid as a precipitant of blood proteins. Jour. Biol. Chem., vol. 82, 1929; pag. 5.
10) ZUNZ—Recherches sur la teneur du sang en glutathion.—Arch. Int. Physiol., vol. 35, 65, 1932.
11) SCHELLING—A study of blood glutathione. Jour. Biol. Chem., vol. 97, 17, 1932.

12) UYEI—The glutathione content of animal tissues with special referente to tuberculosis. Jour. of Inf. Dis., vol. 39, p. 73, 1926.
13) HESS—The determination of glutathione with special reference to human blood. Jour. Wash. Acad. Sc., vol. 19, p. 419, 1929.
14) WOODWARD & FRY—Jour. Biol. Chem., vol. 97, p. 465, 1932.
15) BIERICH & KALBE—Heit. Physiol. Chem., vol. 175, p. 115, 1928.
16) GABBE—Klin. Woch., 8, p. 2077, 1929.
17) GULLAND & PETERS—Bioch. Jour., vol. 24, p. 91, 1930.
18) MASON—Proc. Staff. Meet. Mayo Clin., vol. 6, 168, 1931.
19) BEHRE & BENEDICT—Journ. Biol. Chem., vol. 82, p. 11, 1929.
20) KING & LUCAS—Bioch. Zeit., vol. 235, p. 66, 1931.
21) VILLELA G. G. & GOMES CAMPOS—Glutathion du sang humain normal — C. R. Soc. Biol., t. 115, p. 83, 1933.
22) BLANCHETIERE, MÉLON & BINET—Catalysateurs cellulaires. — Jour. de Phys. et de Path. Général. 1928.

Glutathione of normal blood

by

GILBERTO G. VILLELA and J. GOMES CAMPOS

SUMMARY AND CONCLUSIONS

1.) — Woodward-Fry's and Okuda-Hess technics were employed in the determination of blood glutathione in normal healthy adults of both sexes.

2.) — It was found more accurately results with the technic of Woodward and Fry than of any others for the dosage of G. S. H. of blood.

3.) — When the process of Okuda-Hess is modified by the use of an intern indicator (starch) the readings of the end-point are much more easy and therefore the results more exacts.

4.) — The averages of the data obtained for normal blood by the technic of Woodward and Fry were for men per hundred cubic cent. 27 mgrs (G. S. H); 6.6 mgrs. (G. S. S) and 33.6 mgrs. (G. T) and for women: 28.4 mgrs. (G. S. H), 7.8 mgrs. (G. S. S) and 36,2 mgrs. (G. T).

5.) — Autoxidation in the blood filtrate is only apreciated after 24 hs. In the first eight hours autoxidation is never observed.

6.) — The increase of glutathione in hyperglobulia is a function of the amount of red corpuscles. In acrocyanosis arterial blood is richest in these component than venous blood and this fact is in accordance with the observation of Blanchetière, Mélon and Binet for the experimental asphyxia of dogs.

Synopse dos Paramphistomoidea (*)

por

LAURO TRAVASSOS [1]

(Com 80 figuras no texto e 2 estampas)

Os *Paramphistomoidea* foram bem estudados por Fischoeder em 1901 e 1903 que os reviu dando-lhes a actual orientação systematica. Stiles & Goldberger (1910), Travassos (1921), Maplestone (1923), Stunkard (1925), Poche (1926), Fuhrmann (1928) e Fukui (1929) fizeram novas revisões incluindo no systema geral generos apparecidos posteriormente ás referidas revisões e fazendo alterações nas subdivisões e, ainda, modificando o valor de alguns dos sub-grupos.

Resumimos em seguida os quadros systematicos propostos pelos referidos auctores.

Fischoeder (1901-1903) considera como uma familia, desdobrada em sub-familias, da maneira seguinte:

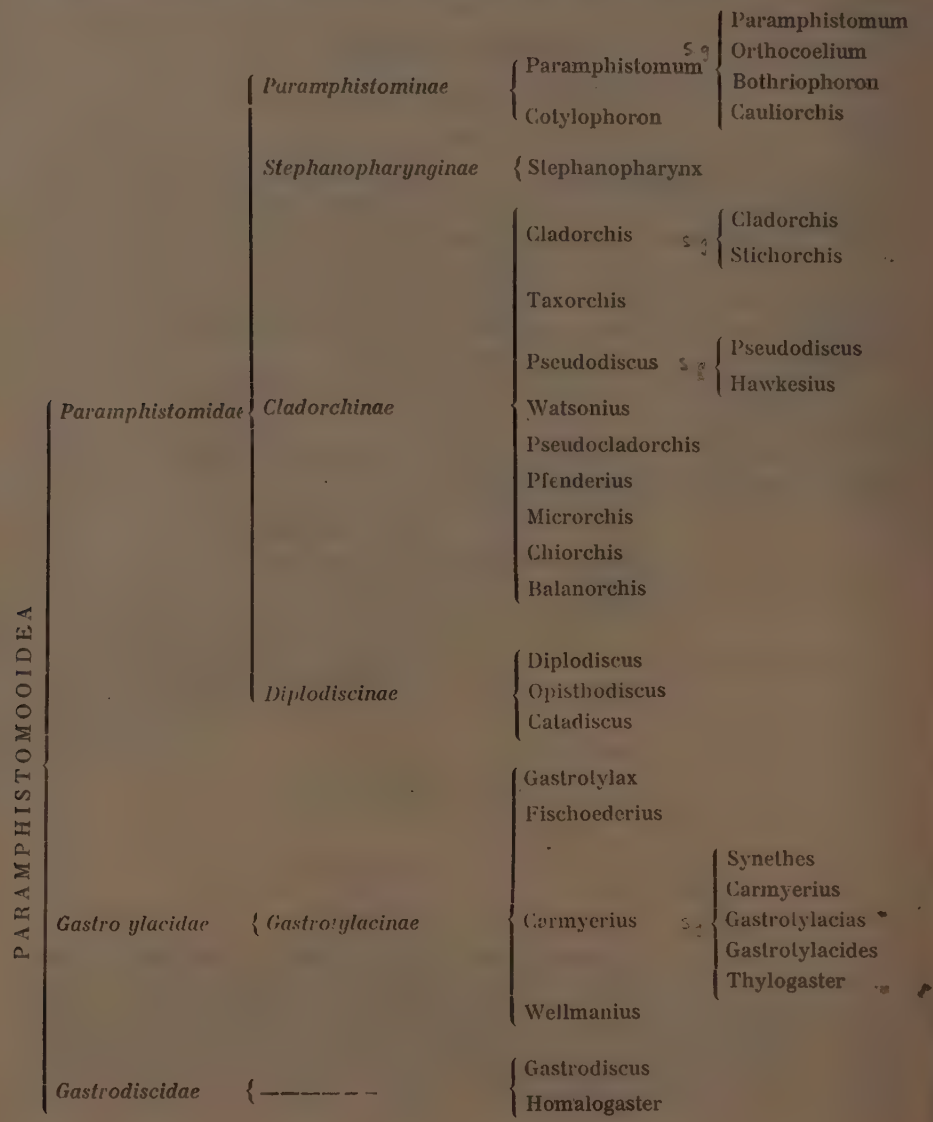
- *Paramphistomidae*
  - *Paramphistominae*
    - Paramphistomum
    - Stephanopharynx
    - Gastrotylax
  - *Cladorchinae*
    - Cladorchis s. g.
      - Cladorchis
      - Taxorchis
      - Stichorchis
    - Chiorchis
    - Gastrodiscus
    - Homalogaster
    - ———
    - Balanorchis

(*) Recebido para publicação a 3 de Julho de 1934.

[1] No presente trabalho daremos a diagnose de todos os generos dos *Paramphistomoidea* acompanhada de uma figura eschematica da especie typo e uma lista das especies descriptas, a mais completa que nos foi possivel. Cada especie é acompanhada de synonimia e bibliographia. Nos esforçamos por obter uma lista bibliographica completa, infelizmente porém de um genero e duas especies não nos foi possivel ler a descripção. Na lista bibliographica e synonimica das especies de mammiferos partimos da revisão de Fischoeder e de Stiles & Goldberger, nos dispensando de citar a bibliographia anterior já examinada detidamente nestas publicações. Será tambem de grande utilidade a consulta dos Key Catalogue of the worms reported for man and primates (1926 e 1929) de Stiles & Hassall que não são referidos na synonimia.

Fischoeder occupou-se sómente com as especies de mammiferos.

Stiles & Goldberger (1910) consideram o grupo constituindo uma superfamilia incluindo varias divisões representando familias. É o seguinte o resumo da systematica proposta por esses auctores:



Em 1921 publicamos a seguinte chave dos *Cladorchinae*:

Cladorchinae	Cladorchis
	Schistorchis (erro)
	Taxorchis
	Pseudodiscus
	Watsonius
	Balanorchis
	Brumptia
	Pfenderius
	Chiorchis
	Pseudocladorchis
	Dadaya (=Dadayetrema)
	Microrchis

Stunkard em 1925 publicou a seguinte chave geral na qual não considerou este grupo com valor de superfamilia:

Paramphistomidae	*Paramphistominae*	Paramphistomum
		Cotylophoron
		Stephanopharynx
	Cladorchinae	Cladorchis
		Taxorchis
		Stichorchis
		Chiorchis
		Pfenderius
		Watsonius
		Wardius
		Pseudocladorchis
		Microrchis
	Schizamphistominae	Schizamphistomum
		Schizamphistomoides
		Allassostoma
		Allassostomoides
	Gastrotylacinae	Gastrotylax
		Fischoederius
		Carmyerius
	Zygocotylinae	Zygocotyle
	Balanorchinae	Balanorchis
	Brumptiinae	Brumptia
	Diplodiscinae	Diplodiscus
		Catadiscus
		Opisthodiscus
	Gastrodiscinae	Gastrodiscus
		Gastrodiscoides
		Homalogaster

Fuhrmann em 1928 organizou o seguinte systema:

PARAMPHISTOMIDAE	Paramphistominae	Paramphistomum
		Cotylophoron
		Stenopharynx
	Gastrotylacinae	Gastrotylax
		Fischoederius
		Carmyerius
		Wellmanius
	Cladorchinae	Cladorchis
		Taxorchis
		Stichorchis
		Chiorchis
		Pfenderius
		Pseudodiscus
		Watsonius
		Wardius
		Pseudocladorchis
		Microrchis
	Zygocotylinae	Zygocotyle
	Balanorchinae	Balanorchis
	Brumptinae	Brumptia
	Diplodiscinae	Diplodiscus
		Catadiscus
		Opisthodiscus
	Schizamphistominae	Schizamphistomum
		Schizamphistomoides
		Allassostoma
		Allassostomoides
		Ophioxenos
	Sub-familia incerta	Dadaya
		Verodunia
		Cleptodiscus
		Aspidocotylus
		Tugumaea

Fukui (1929) organizou a chave seguinte:

- AMPHISTOMATA
  - PARAMPHISTOMATIDAE
    - Paramphistomatinae
      - Paramphistomatinea
        - Paramphistoma
          - Paramphistoma
          - Cotylophoron
          - Buxifrons
          - Explanatum
        - Gastrotylax
          - Gastrotylax
          - Fischoederius
          - Carmyerius
      - Stenopharyngea
        - Stenopharynx
      - Pseudodiscinea
        - Pseudodiscus
          - Pseudodiscus
          - Watsonius
    - Cladorchinae
      - Cladorchis
        - Cladorchis
        - Stichorchis
      - Taxorchis
      - Chiorchis
        - Chiorchis
        - Helostomatis
        - Microrchis
    - Zygocotylinae
      - Zygocotyle
    - Brumptinae
      - Brumptia
    - Balanorchinae
      - Balanorchis
    - Pfenderinae
      - Pfenderius
      - Tugumaea
    - Schizamphistominae
      - Schizamphistoma
      - Allassostoma
    - Diplodiscinae
      - Diplodiscus
      - Opisthodiscus
      - Catadiscus
    - Dadayinae
      - Dadayus
      - Denticauda
    - Gastrodiscinae
      - Gastrodiscus
      - Gastrodiscoides
      - Homalogaster
  - OPISTHOLEBETIDAE
    - Opistholebetinae
      - Opistholebis
    - Gyliaucheninae
      - Gyliauchen
  - ANGYODICTYIDAE
    - Angyodyctium
    - Microscaphidium
    - Octangium
    - Deuterobaris
    - Polyangium
  - OPISTHOPORIDAE
    - Opisthoporus

Após o apparecimento do trabalho de Fukui varios autores estudaram parcialmente este grupo de trematodeos, mostrando a falta de razão em alguns pontos do systema anterior e contribuindo com novos generos e especies.

Uma analyse demorada dos trabalhos existentes sobre estes parasitos, alguns dos quaes passaram despercebidos a Fukui, bem como o conhecimento pessoal de quasi todas as especies brasileiras e de varias outras cosmopolitas, nos induziu a organisar uma chave geral destes parasitos de modo a synthetizar o estado actual do grupo.

Damos a seguir o eschema geral da systematica, discutindo, em seguida, alguns pontos que nos pareceram mais interessantes ou nos quaes existe na literatura maior divergencia sobre a situação relativa, bem como aos valores attribuidos ás diversas divisões.

É a seguinte a systematica que adoptamos:

- *Paramphistomidae*
  - Paramphistominae
    - Paramphistomum [2]
      - Paramphistomum
      - Cauliorchis
    - Cotylophoron
  - Gastrotylacinae [3]
    - Gastrotylax
    - Carmyerius
    - Fischoederius
  - Stephanopharynginae
    - Stephanopharynx
  - Cladorchinae
    - Cladorchis
    - Stichorchis
    - Taxorchis
    - Pseudodiscus
    - Hawkesius
    - Wardius
    - Chiostichorchis
    - Pfenderius
    - Tugumaea
    - Chiorchis
    - Schizamphistomum [4]
    - Allassostoma
    - Allassostomoides
    - Cleptodiscus
    - Schizamphistomoides
    - Ophioxenos
    - Microrchis
    - Pseudocladorchis
    - Dadaytrema
    - Travassosinia
    - Helostomatis
    - Dadayus
    - Nematophila
  - Zygocotylinae
    - Zygocotyle
    - Stunkardia
  - Balanorchinae
    - Balanorchis

Paramphistomoidea Stiles & Goldberger, 1910.

Amphistomata Rudolphi, 1801.
Paramphistomidae Leiper, 1908, p. 195.
Amphistomata Luehe, 1909, p. 35.
Paramphistomoidea Stiles & Goldberger, 1910, p. 15.
Paramphistomatidae Goto & Matsudaira, 1918.
Amphistomata Ward, 1918, p. 385.
Amphistomata Maplestone, 1923, p. 115.
Amphistomata Nicoll, 1923, p. 172.
Amphistomata Nicoll, 1923, p. 241.
Paramphistomoidea Railliet, 1924, p. 598.
Paramphistomida Poche, 1926, p. 217.
Amphistomata Nicoll, 1926, p. 16.
Paramphistomoidea Faust, 1929, p. 87, 156.
Amphistomata Fukui, 1929, p. 300.
Paramphistomoidea Vaz, 1932, p. 16, 26.

Familia typo: — *Paramphistomidae* Fischoeder, 1901.

Trematoda [1].—Corpo geralmente pyriforme, chato ou transformando-se em um orgão de fixação, podendo tambem apresentar uma cavidade ventral constituida por uma invaginação da parede do corpo. Acetabulo terminal, subterminal ou ausente. Ventosa oral mais ou menos desenvolvida, com ou sem diverticulos posteriores. Esophago geralmente provido de pharynge mais ou menos desenvolvido. Cecos amplos, geralmente sinuosos Apparelho excretor abrindo-se dorsalmente. Systema lymphatico presente. Hermaphroditos. Testiculos em numero de 2, raramente de um, geralmente intra-cecaes e pre- ou post-ovarianos. Ovario posterior ao utero. Utero mediano, geralmente dorsal. Ovos operculados. Vitellinos extra-cecaes, raramente cecaes ou intra-cecaes e com folliculos volumosos. Canal de Laurer presente. Espermatheca geralmente presente. Póro genital geralmente mediano e ao nivel da bifurcação do tubo digestivo. Bolsa do cirro presente ou não. Evolução com redias e cercarias de cauda simples.

Habitat: — No tubo digestivo de vertebrados, raramente no figado, apparelho urinario ou no apparelho genital feminino.

Familia typo: — *Paramphistomidae* Fischoeder, 1901.

---

[1] Aceitamos aqui a divisão proposta por Baer que separa dos Trematodeos os Monogenea, para constituirem um grupo independente. Julgamos a argumentação de Baer inteiramente razoavel.

Paramphistomidae Fischoeder, 1901.

Paramphistomidae Fischoeder, 1901, p. 367.
Paramphistomidae Fischoeder, 1903, p.
Paramphistominae Leiper, 1908, p. 195.
Paramphistomidae Luehe, 1909, p. 36.
Paramphistomidae Stiles & Goldbergeer, 1910, p. 60.
Paramphistomidae Johnston, 1912, p. 302.
Paramphistomidae Stunkard, 1917, p. 60.
Paramphistomidae Ward, 1918, p. 385.
Paramphistomidae Maplestone, 1923, p. 115.
Paramphistomidae Nicoll, 1923, p. 172, 241.
Paramphistomidae Stunkard, 1924, p. 103.
Paramphistomidae Railliet, 1924, p. 598.
Paramphistomidae Bhalerao, 1926, p. 193.
Paramphistomidae Poche, 1926, p. 219, p.p.
Paramphistomidae Fuhrmann, 1928, p. 101.
Paramphistomatidae Fukui, 1929, p. 313.
Paramphistomatidae Stunkard, 1929, p. 237.
Paramphistomidae Baylis, 1929 p. 55.
Paramphistomatidae Faust, 1929, p. 87, 156, 157.
Paramphistomidae Vaz, 1932, p. 16, 26.
Paramphistomidae Sprehn, 1932, p. 182.
Paramphistomidae Szidat, 1932, p. 507.

Subfamilia typo: — *Paramphistominae* Fischoeder, 1901.

Trematoda. Paramphistomoidea.—Corpo pyriforme ou chato, com ou sem bolsa ventral e sem orgãos de fixação ventral. Ventosa oral com ou sem diverticulos. Acetabulo presente, mais ou menos desenvolvido. Pharynge presente ou não. Systema lymphatico constituido por um ou tres pares de troncos longitudinaes.

Sub-familia typo: — *Paramphistominae* Fischoeder, 1901.

HABITAT: — Tubo digestivo, raramente no figado ou no apparelho urinario de Vertebrados.

Paramphistominae Fischoeder, 1901[1].

Paramphistominae Fischoeder, 1901, p. 317.
Paramphistominae Fischoeder, 1903, p.
Paramphistominae Luehe, 1909, p. 36.
Paramphistominae Stiles & Goldberger, 1910.
Paramphistominae Ward, 1918, p. 385.

[1] Senso Stiles & Goldberger, 1910 e Maplestone, 1923. Stunkard (1925) e Fuhrmann (1928) incluem tambem *Stephanopharynginae*. Fukui (1929) inclue *Gastrotylacidae*.

Paramphistominae Maplestone, 1923, p. 116.
Paramphistominae Nicoll, 1923, p. 241.
Paramphistominae Railliet, 1924, p. 599.
Paramphistominae Stunkard, 1925, p. 146.
Paramphistominae Bhalerao, 1926, p. 193.
Paramphistominae Fuhrmann, 1928, p. 102.
Paramphistomatinae Stunkard, 1929, p. 237.
Paramphistomatinae Fukui, 1929, p. 316.
Paramphistomatinae Dollfus, 1932, p. 555.
Paramphistominae Sprehn, 1932, p. 186.
Paramphistominae Szidat, 1932, p. 507.

Genero typo: — *Paramphistomum* Fischoeder, 1901.

Paramphistomoidea. *Paramphistomidae*. — Corpo pyriforme sem bolsa ventral e sem diverticulos na ventosa oral. Acetabulo sempre muito desenvolvido. Pharynge ausente. Ventosa genital presente ou ausente. Testiculos pre-ovarianos. Vitellinos lateraes, extra-cecaes. Systema lymphatico constituido por um par de troncos longitudinais.

Habitat: — Estomago, ductos biliares ou, raramente, intestino de mammiferos.

Genero typo: — *Paramphistomum* Fischoeder, 1901.

Paramphistomum Fischoeder, 1901.

Paramphistomum Fischoeder, 1901, p. 367.
Paramphistomum Fischoeder, 1903, p. 503.
Paramphistomum Railliet, 1924, p. 599.
Paramphistomum Stunkard, 1925, p. 146.
Paramphistomum Bhalerao, 1926, p. 193.
Paramphistomum Fuhrmann, 1928, p. 102.
Paramphistoma Fukui, 1929, p. 318.
Paramphistomum Baylis, 1929, p. 56.
Paramphistomum Sprehn, 1932, p. 182.

Typo: — *P. cervi* (Zeder, 1790).

Paramphistomidae. *Paramphistominae*.—Corpo pyriforme sem bolsa ventral. Acetabulo forte. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago sem pharynge differenciado. Cecos largos e sinuosos, extendendo-se até a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro ausente. Vesicula seminal enovelada, muito desenvolvida. Testiculos lobados ou redondos, com campos coincidindo total ou parcialmente ou raramente parallelos e zonas em contacto ou coincidindo. Ovario post-testicular. Canal de Laurer e espermatheca presentes. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos constituidos por folliculos numerosos na

area extra-cecal e cecal e desde a zona da ventosa anterior até a zona acetabular. Systema lymphatico constituido por um par de troncos longitudinaes.

HABITAT: — No estomago, raramente nos ductos biliares ou intestino de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Paramphistomum cervi* (Zeder, 1790).

Este genero é sub-dividido em 2 sub-generos: (*Paramphistomum*) e (*Cauliorchis*). Alguns autores desdobram este genero em 3 sub-generos segundo os testiculos são situados no mesmo campo ou na mesma zona ou ficam obliquamente. Acceitamos apenas os 2 tipos extremos pois em diversos exemplares de uma mesma especie podemos encontrar individuos em que os campos testiculares não coincidem inteiramente, dependendo de uma maior ou menor distensão do corpo no sentido longitudinal.

Stiles & Goldberger dividem esse genero em 4 sub-generos baseando alguns destes em exemplares de uma mesma especie tomados, por engano, como especies diversas. Fukui considera *Cotylophoron* como subgenero de *Paramphistomum* e divide os *Paramphistomum* s. str. em 3 subgeneros: (*Paramphistoma*), (*Buxifrons*) e (*Explanatum*). O subgenero (*Explanatum*) de Fukui tem como typo o *P. explanatum* que é exatamente o *Paramphistomum* (*Cauliorchis*) *cauliorchis* de Stiles & Goldberger, tendo portanto a denominação destes autores preferencia sobre a de Fukui. O sub-genero (*Buxifrons*) de Fukui coincide inteiramente com (*Cauliorchis*) apenas nem sempre a coincidencia das zonas testiculares é perfeita no *P. explanatum*.

(Paramphistomum) Stiles & Goldberg, 1910.

(Paramphistomum) Stiles & Goldberg, 1910, p. 74, 77.
(Orthocoelium) Stiles & Goldberg, 1910, p. 74, 77.
(Bothriophoron) Stiles & Goldberg, 1910, p. 74, 77.
(Paramphistoma) Fukui, 1929, p. 318, 319.

TYPO: — *P.* (*P.*) *cervi* (Zeder, 1790).

Paramphistominae. *Paramphistomum*. — Testiculos lobados ou redondos e com campos coincidindo inteiramente ou em grande parte, e, zonas em contacto ou coincidindo ligeiramente.

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

TYPO: — *P.* (*P.*) *cervi* (Zeder, 1790).

Paramphistomum (Paramphistomum) cervi (Zeder, 1790).

(Figs. 1-2)

Paramphistomum cervi Fischoeder, 1901, p. 368.
Paramphistomum bathycotyle Fischoeder, 1901, p. 368.
Paramphistomum gracile Fischoeder, 1901, p. 368.
Paramphistomum microbothrium Fischoeder, 1901, p. 369.
Paramphistomum cervi Fischoeeder, 1903, p. 504, Pl. 20, fig. 1 a 5.
Paramphistomum bathycotyle Fischoeder, 1903, p. 518, Pl. 20, fig. 8-9.
Paramphistomum gracile Fischoeder, 1903, p. 520, Pl. 21, fig. 10-11, tf. B.
Paramphistomum microbothrium Fischoeder, 1903, p. 535, Pl. 22, fig. 21-23.
Paramphistomum epiclitum Fischoeder, 1904, p. 458, Pl. 15, fig. 4-6, tf. B.
Paramphistomum sp. Evans & Rennie, 1908, p. 25, pl. XI, p. 26, pl. XII, fig. 114-122.
Paramphistomum cervi Luehe, 1909, p. 36.
Paramphistomum (P.) cervi Stiles & Goldberger, 1910, p. 76.
Paramphistomum gracile Stiles & Goldberger, 1910, p. 76.
Paramphistomum bathycotyle Stiles & Goldberger, 1910, p. 76.
Paramphistomum papilligerum Stiles & Goldberger, 1910, p. 78, fig. 53-56.
Paramphistomum epiclitum Stiles & Goldberger, 1910, p. 76.
Paramphistomum papillosum Stiles & Goldberger, 1910, p. 112, fig. 81-91.
Paramphistomum indicum Stiles & Goldberger, 1910, p. 121, fig. 92-102.
Paramphistomum cervi Maplestone, 1923, p. 117, pl. 5, tf. 1.
Paramphistomum cervi Nicoll, 1923, p. 241.
Paramphistomum papilligerum Maplestone, 1923, p. 131 (sin.).
Paramphistomum papillosum Maplestone, 1923, p. 131 (sin.).
Paramphistomum epiclitum Railliet, 1924, p. 599.
Paramphistomum bathycotyle Railliet, 1924, p. 600.
Paramphistomum papillosum Railliet, 1924, p. 601.
Paramphistomum cervi Cram, 1925, p. 230.
Paramphistomum cervi Bhalerao, 1926, p. 193.
Paramphistomum cervi Price, 1928, p. 130.
Paramphistomum cervi Joyeux, Gendre & Baer, 1928, p. 10.
Paramphistomum cervi Baylis, 1929, p. 56, fig. 32.
Paramphistomum cervi Stunkard, 1929, p. 237, fig. 1-7.
Paramphistomum cervi Brumpt, 1929, p. 263, fig. 1-3, pl. II-III.
Paramphistoma cervi Fukui, 1929, p. 224, 320, fig. 6, 28, 30 D, 31 A, 33 D, 38 A, 39 C, 40 D, 41 D, 44 D, 45 D.
Paramphistomum cervi Dollfus, 1932, p. 555, fig. 1.
Paramphistomum cervi Sprehn, 1932, p. 186, fig. 4, 124, 126, p.p.
Paramphistomum cervi Rao & Ayyar, 1932, p. 402 (in ref.).
Paramphistomum cervi Takahashi, 1927, p. 278 (in ref.).
Paramphistomum cervi Nöller, 1929, p. 748, fig. 1-7.
Paramphistomum cervi Nöller & Schmid, 1928, p. 148, pl. I-VI.
Paramphistomum cervi Szidat, 1932, p. 509.
Paramphistomum cervi Krull, 1933, p. 108.

Paramphistomum cervi Winogradowa, 1933, p. 82.
Paramphistomum cervi Gohar, 1934 p. 331.
Cercaria pigmentata Sonsino, 1892.
Cercaria pigmentata Luehe, 1909, p. 36.

Fig. 1

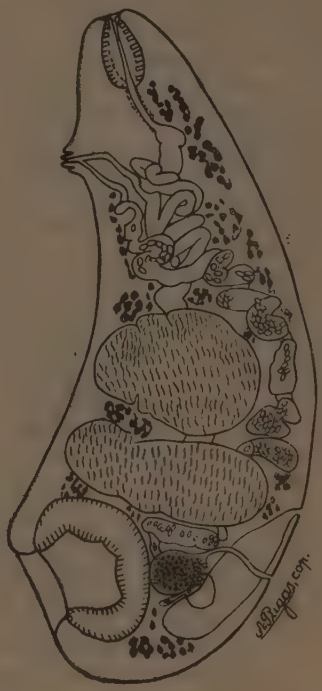


Fig. 2

P. (P.) cervi (Zeder, 1790) seg. Fischoeder.

HABITAT: — Estomago de: *Bos taurus* L.; *B. indicus* L.; (*B. urus*) *Bison bonasus L.*; (*B. kerabau*) *Buffelus buballus* L.; *Cervus elaphus* L.; *C. dama* L.; *C. eldi* Guth.; (*C. alce*) *Alce machlis* Org.; *Capreolus capreolus* L.; *Bubalis major* Blyth; *Ovis aries* L.; *Gazella dorcas* L.; *Capra hircus* L.; *Cobus* sp.; *Cobus defassa* Rüppel; *Cobus kob* Erxl.; *Boselaphus tragocamelus* Pall.; *Rangifer tarandus* L.; *Redunca bohor* Rüppel; *Equus caballus* L..

PARTENITAS: — *Physa alexandrina*; *Bullinus contortus, P. micropleura, Bullinus dybowski, B. forskali, Planorbis compressus japonicus*; *Pseudosuccinea columella*; *Galba bullinoides techella*; *Planorbis exustus*.

DISTR. GEOGR.: — Africa, Asia, Norte America e Europa.

Paramphistomum (Paramphistomum) orthocoelium Fischoeder, 1901.

Paramphistomum orthocoelium Fischoeder, 1901, p. 369.
Paramphistomum dicranocoelium Fischoeder, 1901, p. 369.
Paramphistomum streptocoelium Fischoeder, 1901, p. 369.
Paramphistomum orthocoelium Fischoeder, 1903, p. 524, pl. 21, fig. 12-14, tf. C.
Paramphistomum dicranocoelium Fischoeder, 1903, p. 528, pl. 21, fig. 15-17, tf. D.
Paramphistomum streptocoelium Fischoeder, 1903, p. 531, pl. 21, fig. 18, pl. 22, fig. 19-20.
Paramphistomum scoliocoelium Fischoeder, 1904, p. 463, pl. 16, fig. 7-11, tf. C.
Paramphistomum (Orthocoelium) orthocoelium Stiles & Goldberger, 1910, p. 74 e 77.
Paramphistomum (Orthocoelium) dicranocoelium Stiles & Goldberger, 1910, p. 74 e 77.
Paramphistomum parvipapillatum Stiles & Goldberger, 1910, p. 143, fig. 114-122.
Paramphistomum streptocoelium Stiles & Goldberger, 1910, p. 74.
Paramphistomum scoliocoelium Stiles & Goldberger, 1910, p. 75.
Paramphistomum shipleyi Stiles & Goldberger, 1910, p. 150, fig. 123-130.
Paramphistomum orthocoelium Maplestone, 1923, p. 145.
Paramphistomum streptocoelium Maplestone, 1923, p. 146 (sin.).
Paramphistomum scoliocoelium Maplestone, 1923, p. 147 (sin.).
Paramphistomum scoliocoelium Nicoll, 1923, p. 241.
Paramphistomum parvipapillatum Maplestone, 1923, p. 147 (sin.).
Paramphistomum shipleyi Maplestone, 1923, p. 148 (sin.).
Paramphistomum orthocoelium Railliet, 1924, p. 600.
Paramphistomum scoliocoelium Railliet, 1904, p. 600.
Paramphistomum parvipapillatum Railliet, 1904, p. 600.
Paramphistomum orthocoelium Baylis, 1929, p. 57.
Paramphistoma (Paramphistoma) orthocoelium Fukui, 1929, p. 225, 319, fig. 8 A-B, 28, 30 E, 33 F, 39 E, 40 F, 41 F, 44 F, 45 F.
Paramphistomum orthocoelium Sprehn, 1932, p. 189.

HABITAT: — Estomago de: *Bos indicus* L.; (*B. kerabau*) (*Buffelus indicus*) *Buffelus buballus* L.; *Cervus eldi* Guthr.; *Ovis aries* L.

DIST. GEOGR.: — Asia.

Paramphistomum (Paramphistomum) bothriophoron (Braun, 1892).

Amphistomum bothriophoron Braun, 1892.
Paramphistomum bothriophoron Fischoeder, 1901, p. 370.
Paramphistomum bothriophoron Fischoeder, 1903, p. 538, pl. 22, fig. 24, pl. 23, fig. 25-28.
Paramphistomum (Bothriophoron) bothriophoron Stiles & Goldberger, 1910, p. 77.

Paramphistomum cervi Maplestone, 1923, p. 117, p.p.
Paramphistomum cervi Stunkard, 1929, p. 237 p.p.
Paramphistoma (Paramphistoma) bothriophorum (Brandes) Fukui, 1929, p. 320.
Paramphistomum cervi Sprehn, 1932, p. 186, p.p.

HABITAT: — Estomago de *Bos indicus* L.

DIST. GEOG.: — Madagascar.

Paramphistomum (Paramphistomum) liorchis Fischoeder, 1901.

Amphistoma conicum Diesing, 1835, p.p.
Paramphistomum liorchis Fischoeder, 1901, p. 368.
Paramphistomum liorchis Fischoeder, 1903, p. pl. 20, fig. 6-7.
Paramphistomum liorchis Stiles & Goldberger, 1910, p. 73.
Paramphistomum liorchis Travassos, 1922, p. 19 (189).
Paramphistomum liorchis Maplestone, 1923, p. 132.
Paramphistomum cervi Lahille, 1918, p. 329.
Paramphistoma (Paramphistoma) liorchis Fukui, 1929, p. 320.

HABITAT: — Estomago de: *Dorcelaphus campestris* F. Cuv.; *D. dichotomus* Illig.; *Odocoileus mexicanus* Gm.; *Mazama nambi* Fitz.; *Mazama rufus* Illig.; *M. simplicicornis* Illig.

DIST. GEOGR.: — Brasil.

Paramphistomum (Paramphistomum) gigantocotyle (Brandes, 1896).

Amphistomum gigantocotyle Brandes, 1896, p. 103.
Amphistomum gigantocotyle Fischoeder, 1902, p. 34.
Amphistomum gigantocotyle Fischoeder, 1903, p. 592.
Paramphistomum gigantocotyle Leiper, 1910, p. 240, tf. 30.
Paramphistomum gigantocotyle Maplestone, 1923, p. 133.
Paramphistomum gigantocotyle Fuhrmann, 1928, p. 101, fig. 117.
Paramphistoma (Paramphistoma) gigantocotyle Fukui, 1929, p. 320.

HABITAT: — Estomago de *Hippopotamus amphibius* L.

DIST. GEOGR.: — Africa.

Paramphistomum (Paramphistomum) wagandi Leiper, 1910.

Paramphistomum wagandi Leiper, 1910, p. 250, fig. 35.
Paramphistomum wagandi Maplestone, 1923, p. 150.
Paramphistoma (Paramphistoma) wagandi Fukui, 1929, p. 319.

HABITAT: — Estomago de *Hippopotamus amphibius* L.

DIST. GEOGR.: — Africa.

ERRATA

Pag. 21, 22, 23, quadro, 68, 69, 70, 71 e 147 onde se lê, *Allassostoma* leia-se *Alassostoma*
« 22, 23, quadro, 63, 64, 65 e 145 onde se lê, *Tugumea* leia-se *Tagumea*
« 26 onde se lê, *Paramphistomidae* Fischoeder, 1903 inclua-se p. 490
« 26, « « « *Paramphistominae* Fischoeder, 1903 inclua-se p. 503
« 31, « « « Railliet, 1904 leia-se Railliet, 1924
« 32, « « « Fischoeder, 1903 p. . . inclua-se 515
« 35, « « « *Cercaria frondosa* supprima-se as citações
« 37, « « « Stiles & Goldberger, 1923, p. 241 leia-se Maplestone, 1923, p. 152
« 43, « « « Brandes, 1898, p. 28 corrija-se para 197
« 51, « « « *Cladorchis pyreforme* leia-se *Cladorchis pyriformis*
« 103, « « « *Amphistoma dolichocotyle* Cohn, 1904 leia-se *Amphistomum dolichocotyle* Cohn, 1903
« 109 e 110, onde se lê, Leiper, 1913, p. . . inclua-se 265
« 147, onde se lê, *Allassostoma parvum* leia-se *Allassostomoides parvum*

N. B. — Estão aqui assignalados apenas os erros que possam causar confusão.

Paramphistomum (Paramphistomum) pisum Leiper, 1910.

Paramphistomum pisum Leiper, 1910, p. 248, fig. 34.
Paramphistomum pisum Mapleslone, 1923, p. 132.
Paramphistoma (Paramphistoma) cervi Fukui, 1929, p. 320, p.p.
Paramphistomum cervi Sprehn, 1932, p. 186, p.p.

HABITAT: — Estomago de *Hippopotamus amphibius* L.

DIST. GEOGR.: — Africa.

Paramphistomum (Paramphistomum) ichikawai Fukui, 1926.

Paramphistoma (Paramphistoma) ichikawai Fukui, 1929, p. 227, 320, fig. 10, 30 F, 31 B, 33 H, 39 G, 40 H, 41 I, 44 H, 45 H.
Paramphistomum ichikawai Baylis, 1929, p. 56.
Paramphistomum ichikawai Sprehn, 1932, p. 189.

HABITAT: — Estomago de: *Bos taurus* L.; *B. chinensis*?.

DIST. GEOG.: — Japão e Formosa.

Paramphistomum (Paramphistomum) gotoi Fukui, 1926.

Paramphistoma gotoi Fukui, 1926.
Paramphistoma (Paramphistoma) gotoi Fukui, 1929, p. 227, 320, fig. 8, 28, 30 I-J, V, 33 G, 39 F, 40 G, 41 H, 44 G, 45 G.
Paramphistomum gotoi Baylis, 1929, p. 56.
Paramphistomum gotoi Sprehn, 1932, p. 189.

HABITAT: — Estomago de *Bos taurus* L.

DIST. GEOG.: — Japão.

Paramphistomum (Paramphistomum) anisocotyle Faust, 1920.

Paramphistomum anisocotyle Faust, 1920, p. 629, pl. I, fig. 3.
Paramphistoma (Paramphistoma) anisocotyle Fukui, 1929, p. 320.
Paramphistomum anisocotyle Baylis, 1929, p. 56.
Paramphistomum anisocotylea Sprehn, 1932, p. 190.

HABITAT: — Estomago de: (*Bubalus bubalis*) *Bufellus buballus* L. e *Bos taurus* L.

DIST. GEOG.: — Philippinas.

(Cauliorchis) Stiles & Goldberger, 1910.

(Cauliorchis) Stiles & Goldberger, 1910, p. 86.

(Explanatum) Fukui, 1929, p. 318, 320.
(Buxifrons) Fukui, 1929, p. 318, 319.

Especie typo: — *P. (C.) explanatum* (Creplin, 1849)=*P. (Cauliorchis) cauliorchis* St. & Goldb., 1910.

Paramphistominae. Paramphistomum. — Testiculos redondos ou lobados com campos afastados ou em contacto, zonas coincidindo inteiramente ou em grande parte.

Habitat: — Estomago, ductos biliares, e raramente intestino de mammiferos.

Especie typo: — *Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum* (Creplin, 1849).

Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum (Creplin, 1849).

(Figs. 3-4)

Amphistomum explana'um Creplin, 1849, p.
Paramphistomum calicophorum Fischoeder, 1901, p. 370.
Amphistomum explana'um Fischoeder, 1902, p. 34.
Amphistomum explana'um Fischoeder, 1903, p. 593.
Paramphistomum calicophorum Fischoeder, 1903, p. 541, pl. 23, fig. 29, pl. 24, fig. 30-35, tf. E.
Paramphistomum explana'um Fischoeder, 1904, p. 454, pl. 15, fig. 1-3, tf. A.
Paramphistomum calicophorum Stiles & Goldberger, 1910, p. 75.
Paramphistomum (Cauliorchis) cauliorchis Stiles & Goldberger, 1910, p. 86, fig. 57-70.
Paramphistomum (Cauliorchis) crassum Stiles & Goldberger, 1910, p. 101, fig. 71-80.
Paramphistomum fra'ernum Stiles & Goldberger, 1910, p. 131, fig. 103-113.
Paramphistomum siamense Stiles & Goldberger, 1910, p. 161, fig. 131-136
Paramphistomum calicophorum Grobbelaar, 1922, p. 181, fig. 1-9.
Paramphistomum ijimai Fukui, 1922, p. 1.
Paramphistomum calicophorum Nicoll, 1923, p. 241.
Paramphistomum explana um Maplestone, 1923, p. 133, fig. 2-6, pl. 6, fig. A.
Paramphistomum explana'um Nicoll, 1923, p. 241.
Paramphistomum cauliorchis Maplestone, 1923, p. 142 (sin.).
Paramphistomum crassum Maplestone, 1923, p. 141 (sin.).
Paramphistomum fra'ernum Maplestone, 1923, p. 143 (sin).
Paramphistomum siamense Maplestone, 1923, p. 143 (sin.).
Paramphistomum explana'um Railliet & Gomy, 1924, p. 610.
Paramphistomum fra'ernum Railliet, 1924, p. 600.
Paramphistomum siamense Railliet, 1924, p. 600.
Paramphistomum explana'um Railliet, 1924, p. 600.
Paramphistomum calicophorum Railliet, 1924, p. 601.
Paramphistomum explana'um Joyeux & Heudemer, 1928, p. 45.

Paramphistomum (Explanatum) explanatum Fukui, 1929, p. 224, 320, fig. 1 A-B, 7, 28, 30 G, 33 E, 38 B, 39 D, 40 E, 41 E, 44 E; 45 E.
Paramphistomum ijimai Baylis, 1929, p. 57.
Paramphistomum explanatum Baylis, 1929, p. 57.
Paramphistomum explanatum Stunkard, 1929, p. 213.
Paramphistomum explanatum Dubois, 1931, p. 85, fig. 15.
Paramphistomum explanatum Sprehn, 1932, p. 189.
Cercaria frondosa Cawston, 1918, p.
Cercaria frondosa Faust, 1919, p.
Cercaria frondosa Grobbelaar, 1922, p.
Cercaria frondosa Sewell, 1922, p. 81.

Fig. 3

Fig. 4

P. (*C.*) *explanatum* (Creplin, 1849).

Habitat: — Estomago e ductos biliares de: *Bos taurus* L.; *B. indicus* L.; *Ovis aries* L.; *Buffelus buballus* L.; *Hippotragus equinus* I. Geoffr.

Partenitas: — Em *Bullinus tropicus*; *Bullinus schakoi*.

Distr. geogr.: — Africa, Asia e Australia.

Paramphistomum (Cauliorchis) buxifrons Leiper, 1910

Paramphistomum buxifrons Leiper, 1910, p. 242, fig. 31.

Paramphistomum buxifrons Maplestone, 1923, p. 150.
Paramphistoma (Buxifrons) buxifrons Fukui, 1929, p. 319.

HABITAT: — Estomago de *Hippopotamus amphibius* L.

DIST. GEOGR.: — Africa.

Paramphistomum (Cauliorchis) birmiense Railliet, 1924.

Paramphistomum sp. Evans & Rennis, 1908, p. 24, pl. 10.
Paramphistomum birmiense Railliet, 1924, p. 600.
Paramphistomum birmiense Bhalerao, 1926, p. 193.

HABITAT: — Ductos biliares de *Bos taurus* L.

DIST. GEOGR.: — Asia.

Paramphistomum (Cauliorchis) microon Railliet, 1924.

Paramphistomum sp. nº 2 Evans & Rennie, 1908, p. 23, pl. 9.
Paramphistomum microon Railliet, 1924, p. 601.

HABITAT: — Ceco de *Bos* sp.

DIST. GEOG.: — India.

Paramphistomum ? stunkardi Holl, 1930 [1].

Paramphistomum stunkardi Holl, 1930, p. 35, pl. 4.
Paramphistomum stunkardi Willey, 1930, p. 12, fig. 1, pl. 1.

HABITAT: — Intestino de *Eupomotis gibbosus* (L.), *Chaeno'abrythus gulosus* (Cuv. & Valenc.).

DIST. GEOGR.: — America do Norte.

Cotylophoron Stiles & Goldberger, 1910.

Cotylophoron Stiles & Goldberger, 1910, p. 63.
Cotylophoron Maplestone, 1923, p. 151.

---

[1] Esta especie deve entrar na sub-familia *Cladorchinae*. Os diverticulos da ventosa oral não foram vistos, talvez por serem muito reduzidos, provavelmente deve ser incluido no genero *Allassostomoides* ou constituir um genero independente.

Cotylophoron Railliet, 1924, p. 599.
Cotylophoron Stunkard, 1925, p. 146.
Cotylophoron Fuhrmann, 1928, p. 102.
Paramphistoma (Cotylophorum) Fukui, 1929, p. 318.
Cotylophoron Baylis, 1929, p. 57.
Cotylophoron Salomon, 1932, p. 210.
Cotylophoron Sprehn, 1932, p. 190.

ESPECIE TYPO: — *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901).

Paramphistomidae. Paramphistominae.—Corpo pyriforme sem bolsa ventral. Acetabulo forte, de tamanho regular. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago com pharynge pouco differenciado. Cecos sinuosos attingindo a zona acetabular. Póro genital guarnecido de forte ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa de cirro ausente. Vesicula seminal ennovelada, muito desenvolvida. Testiculos lobados com campos coincidindo e zonas em contacto. Ovario post-testicular. Canal de Laurer presente. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos na area extra-cecal e cecal e da zona bifurcal até a zona acetabular. Systema lymphatico com um par de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901).

Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).

(Figs. 5-6)

Paramphistomum cotylophorum Fischoeder, 1901, p. 370.
Paramphistomum cotylophorum Fischoeder, 1903, p. 546, pl. 25, fig. 36-39, tf. F.
Cotylophoron cotylophorum Stiles & Goldberger, 1910, p. 63.
Cotylophoron indicum Stiles & Goldberger, 1910, p. 63, fig. 43-52.
Cotylophoron cotylophorum Maplestone, 1923, p. 151, fig. 7-11, pl. 6, fig. B.
Cotylophoron cotylophorum Nicoll, 1923, p. 241.
Cotylophoron indicum Stiles & Goldberger, 1923, p. 241.
Cotylophoron cotylophorum Railliet, 1924, p. 599.
Cotylophoron cotylophoron Ortlepp, 1926, p. 128.
Cotylophoron cotylophorum Joyeux, Gendre & Baer, 1928, p. 10.
Paramphistoma (Cotylophorum) cotylophorum Fukui, 1929, p. 319.
Cotylophoron cotylophorum Stunkard, 1929, p. 241, fig. 8-17.
Cotylophoron cotylophorum Baylis, 1929, p. 57, fig. 33.
Cotylophoron cotylophorum Le Roux, 1930, p. 243, fig. 1-7.
Cotylophoron cotylophorum Willey, 1930, p. 20, pl. I, fig. 3 e 4.
Cotylophoron cotylophorum, Solomon, 1932, p. 210.
Cotylophoron cotylophorum Sprehn, 1932, p. 190.

Cotylophoron cotylophorum Krull, 1932, p. 165.
Cotylophoron cotylophorum Szidat, 1932, p. 510.
Cotylophoron cotylophorum Krull, 1934, p. 173, fig. 1.
Cercaria frondosa Cawston, 1918, p. 95.
Cercaria frondosa Faust, 1919, p. 172, pl. XVIII, fig. 10.
Cercaria frondosa Le Roux, 1930, p. 243.

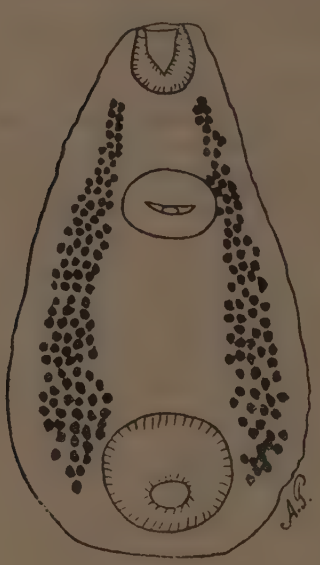


Fig. 5

Fig. 6

C. cotylophorum (Fischoeder, 1901) seg. Fischoeder.

HABITAT: — Estomago de: *Bos taurus* L.; *B. indicus* L.; *Bubalis* sp.; *Aepyceros melampus* Licht; *Antelope* sp.; *Ovis aries* L.; *Cobus* sp.; *Cobus kob* Erxl.; *Neotragus pygmaeus* L.; *Redunca redunca* Pall.; *Capra hircus* L.

PARTENITAS — Em *Bulinus schakoi*, *Fossaria modicella* Say.

DIST. GEOGR.: — Africa, Asia e Norte America.

Cotylophoron sellsi (Leiper, 1910).

Paramphistomum sellsi Leiper, 1910, p. 246, tf. 33.
Cotylophoron sellsi Maplestone, 1923, p. 158.
Paramphistoma (Cotylophorum) sellsi Fukui, 1929, p. 319.

HABITAT: : *Hippopotamus amphibius* L.

DIST. GEOGR.: — Africa.

Cotylophoron minutum (Leiper, 1910).

Paramphistomum minutum Leiper, 1910, p. 244, tf. 22.
Cotylophoron minutum Maplestone, 1923, p. 158.
Paramphistoma (Cotylophorum) minutum Fukui, 1929, p. 319.

HABITAT: — *Hippopotamus amphibius* L.

DIST. GEOGR.: — Africa.

Gastrotylacinae Stiles & Goldberger, 1910.

Gastrotylacidae Stiles & Goldberger, 1910, p. 15.
Gastrotylacinae Stiles & Goldberger, 1910, p. 16.
Gastrotylacidae Maplestone, 1923, p. 169.
Gastrotylacidae Nicoll, 1923, p. 242.
Gastrotylacinae Railliet, 1924, p. 598.
Gastrotylacinae Stunkard, 1925, p. 146.
Gastrotylacidae Bhalerao, 1926, p. 193.
Gastrotylacinae Fuhrmann, 1928, p. 102.
Gastrotylacidae Faust, 1929, 156.
Paramphistomatinea Fukui, 1929, p. 316, p.p.
Gastrotylacinae Sprehn, 1932, p. 193.
Gastrotylacinae Szidat, 1932, p. 511.

GENERO TYPO: — *Gastrotylax* Poirier, 1883.

Paramphistomoidea. Paramphistomidae.—Corpo pyriforme, alongado, com bolsa ventral constituida por uma grande invaginação da parede do corpo que se abre na zona da ventosa oral e se extende até a zona acetabular. Ventosa oral sem diverticulos. Acetabulo bem desenvolvido. Pharynge ausente. Póro genital abrindo-se, geralmente, dentro ou na abertura da bolsa ventral. Sem bolsa do cirro. Sem ventosa genital. Testiculos com zonas coincidindo e campos coincidindo ou parallelos. Ovario na zona testicular ou logo abaixo. Systema lymphatico constituido por um par de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

GENERO TYPO: — *Gastrotylax* Poirier, 1883.

Gastrotylax Poirier, 1883.

Gastrotylax Poirier, 1883.

Gastrotylax Fischoeder, 1901, p. 370.
Gastrotylax Fischoeder, 1903, p. 556.
Gastrotylax Leiper, 1908, p. 195.
Gastrotylax Stiles & Goldberger, 1910, p. 16.
Gastrotylax Innes, 1912, p. 222.
Gastrotylax Maplestone, 1923, p. 169, 174.
Gastrotylax Nicoll, 1923, p. 242.
Gastrotylax Railliet, 1924, p. 598.
Gastrotylax Stunkard, 1925, p. 147.
Gastrotylax Bhalerao, 1926, p 193.
Gastrotylax Fuhrmann, 1928, p. 102.
Gastrotylax Baylis, 1929, p. 59.
Gastrotylax (Gastrotylax) Fukui, 1929, p. 317.
Gastrotylax Sprehn, 1932, p. 193.

ESPECIE TYPO: — *G. crumenifer* (Creplin, 1847).

Gastrotylacinae. - Vesicula seminal e utero em campos separados (lateraes). Testiculos com campos separados e zonas coincidindo. Ovario parcialmente na zona testicular. Vitellinos na area extra-cecal e cecal. da ventosa oral até o acetabulo. Utero cruzando o campo mediano e separado do espermoducto. Systema lymphatico constituindo por um par de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Gastrotylax crumenifer* (Creplin, 1847).

Gastrotylax crumenifer (Creplin, 1847).

(Figs. 7-8)

Amphistomum crumenifer Creplin, 1847, p. 30.
Gastrotylax crumenifer Poirier, 1882.
Gastrotylax compressus Brandes, 1898, p. 219.
Gastrotylax crumenifer Fischoeder, 1901, p. 375.
Gastrotylax compressus Fischoeder, 1901, p. 371.
Gastrotylax crumenifer Fischoeder, 1903, p. 557, pl. 26, fig. 44-47, tf. H.
Gastrotylax compressus Fischoeder, 1903, p. 563, pl. 26, fig. 48-49.
Gastrotylax crumenifer Leiper, 1908, p. 196.
Gastrotylax compressus Leiper, 1908, p. 196.
Gastrotylax sp. Evans & Rennie, 1908, p. 21, pl. 8.
Gastrotylax compressus Stiles & Goldberger, 1910, p. 16.
Gastrotylax compressus Innes, 1912, p. 224.
Gastrotylax crumenifer Innes, 1912, p. 224.
Gastrotylax crumenifer Nicoll, 1923, p. 242.
Gastrotylax compressus Maplestone, 1923, p. 169, 174, fig. 13, 15-16
Gastrotylax compressus Nicoll, 1923, p. 242.

Gastrotylax crumenifer Railliet, 1924, p. 598.
Gastrotylax crumenifer Baylis, 1929, p. 60, fig. 35.
Gastrotylax (Gastrotylax) crumenifer Fukui, 1929, p. 317.
Gastrotylax crumenifer Sprehn, 1932, p. 193.

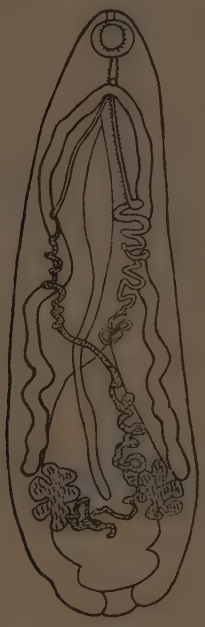


Fig. 7

Fig 8

O. crumenifer [Creplin, 1847] seg. Fischoeder.

HABITAT: — Estomago de: *Bos indicus* L.; *B. chinensis* ?; (*Bos kerabau*) *Buffelus bubalus* L.; *Ovis aries* L.

DIST. GEOGR.: — Asia.

Carmyerius Stiles & Goldberger, 1910.

Carmyerius Stiles & Goldberger, 1910, p. 50.
Carmyerius (Carmyerius) Stiles & Goldberger, 1910, p. 50.
Carmyerius (Synethes) Stiles & Goldberger, 1910, p. 50.
Carmyerius (Gastrotylacius) Stiles & Goldberger, 1910, p. 51.
Carmyerius (Gastrotylacides) Stiles & Goldberger, 1910, p. 51.
Carmyerius (Thylogaster) Stiles & Goldberger, 1910, p. 51.
Wellmanius Stiles & Goldberger, 1910, p. 51.
Carmyerius Maplestone, 1923, p. 178.
Wellmanius Maplestone, 1923, p. 317 (sin.).

Carmyerius Stunkard, 1925, p. 147.
Carmyerius Baylis, 1929, p. 60.
Gastrotylax (Carmyerius) Fukui, 1929, p. 317.
Carmyerius Solomon, 1932, p. 210.
Carmyerius Sprehn, 1932, p. 195.

ESPECIE TYPO: — *C. gregarius* (Looss, 1896).

Gastrotylacinae. — Vesicula seminal e utero no campo mediano. Testiculos com campos afastados e zonas coincidindo. Vitellinos na area extra-cecal e cecal, situados entre as zonas da ventosa oral e acetabular. Cecos relativamente curtos. Ovario na zona testicular. Utero dorsal, no campo do espermoducto. Systema lymphatico ....

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Carmyerius gregarius* (Looss, 1896).

Carmyerius gregarius (Looss, 1896).
(Figs. 9-10)

Gastrotylax gregarius Looss, 1896, p. 5, pl. 1, fig. 1-3.
Gastrotylax gregarius Fischoeder, 1901, p. 371.
Gastrotylax gregarius Fischoeder, 1903, p. 565.
Gastrotylax gregarius Leiper, 1908, p. 196, fig. 45.
Carmyerius (Carmyerius) gregarius Stiles & Goldberger, 1910, p. 50.
Carmyerius gregarius Innes, 1912, p. 225.
Carmyerius gregarius Maplestone, 1923, p. 183.
Carmyerius gregarius Nicoll, 1923, p. 242.
Carmyerius gregarius Baylis, 1929, p. 61.
Gastrotylax (Carmyerius) gregarius Fukui, 1929, p. 318.
Carmyerius gregarius Sprehn, 1932, p. 192.

HABITAT: — Estomago de *Bos taurus* L.; (*B. bubalis*) *Bubalis major Blyth.*

DIST. GEOGR.: — Africa.

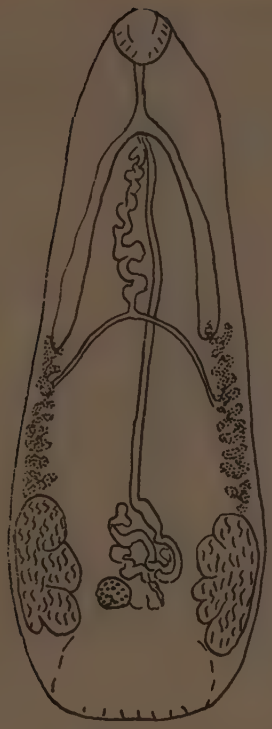


Fig. 9

Fig. 10

Carmyerius gregarius (Looss, 1896) seg. Looss.

Carmyerius spatiosus (Brandes, 1898).

Gastrotylax spatiosus Brandes, 1898, p. 28.
Gastrotylax spatiosus Fischoeder, 1901, p. 371.
Gastrotylax synethes Fischoeder, 1901, p. 371.
Gastrotylax mancupatus Fischoeder, 1901, p. 371.
Gastrotylax minutus Fischoeder, 1901, p. 372.
Gastrotylax spatiosus Fischoeder, 1903, p. 566, pl. 26, fig. 50-54.
Gastrotylax synethes Fischoeder, 1903, p. 570, pl. 26, fig. 55-56, pl. 27, fig. 57-58, tf. J. K.
Gastrotylax mancupatus Fischoeder, 1903, p. 584, pl. 27, fig. 67-68, pl. 28, fig. 69-71.
Gastrotylax minutus Fischoeder, 1903, p. 588, pl. 28, fig. 72-76, tf. N.
Gastrotylax spatiosus Leiper, 1908, p. 196.
Gastrotylax synethes Leiper, 1908, p. 195.
Gastrotylax mancupatus Leiper, 1908, p. 196.

Gastrotylax minutus Leiper, 1908, p. 196.
Carmyerius (Synethes) synethes Stiles & Goldberger, 1910, p. 50.
Carmyerius (Gastrotylacias) spatiosus Stiles & Goldberger, 1910, p. 51.
Carmyerius (Gastrotylacides) mancupatus Stiles & Goldberger, 1910, p. 51.
Carmyerius (Thylogaster) minutus Stiles & Goldberger, 1910, p. 51.
Wellmanius wellmani Stiles & Goldberger, 1910, p. 51, fig. 33-42.
Gastrotylax minutus Innes, 1912, p. 225.
Gastrotylax synethes Innes, 1912, p. 225.
Gastrotylax mancupatus Innes, 1912, p. 225.
Gastrotylax spatiosus Innes, 1912, p. 225.
Gastrotylax bubalis Innes, 1912, p. 217, fig. 1-8.
Carmyerius spatiosus Maplestone, 1923, p. 179, fig. 14, 17, 18.
Carmyerius mancupatus Nicoll, 1923, p. 242.
Carmyerius spatiosus Nicoll, 1923, p. 242.
Gastrotylax bubalis Maplestone, 1923, p. 182 (sin.).
Carmyerius (Gastrotylacides) mancupatus Railliet, 1924, p. 599.
Carmyerius (Thylogaster) minutus Railliet, 1924, p. 599.
Gastrotylax minutus Joyeux, Gendre & Baer, 1928, p. 10.
Gastrotylax (Carmyerius) spatiosus Fukui, 1929, p. 317.
Carmyerius spatiosus Baylis, 1929, p. 61.
Carmyerius spatiosus Sprehn, 1932, p. 195, p. p.
Carmyerius spatiosus Szidat, 1932, p. 511.

HABITAT: — Estomago de: *Bos taurus* L.; *Buffelus buballus* L.; *Hippotragus equinus* I. Geof.; *Antilope* sp.; *Tragelaphus scriptus* Pall.; *Redunca bohor* (Rüppel).

DIST. GEOGR.: — Asia e Africa.

Carmyerius wenyoni (Leiper, 1908).

Gastrotylax wenyoni Leiper, 1908, p. 195, 46-48.
Gastrotylax wenyoni Innes, 1912, p. p. 225.
Carmyerius wenyoni Maplestone, 1923, p. 181.
Gastrotylax (Carmyerius) wenyoni Fukui, 1929, p. 318.

HABITAT: — Estomago de *Cobus maria* Grai.

DIST. GEOG.: — Africa.

Carmyerius cruciformis (Leiper, 1910).

Gastrotylax cruciformis Leiper, 1910, p. 238, fig. 29 A-C.
Carmyerius cruciformis Maplestone, 1923, p. 181.
Carmyerius cruciformis Joyeux, Gendre & Baer, 1928, p. 10.
Gastrotylax (Carmyerius) spatiosus Fukui, 1929, p. 317, p.p.

HABITAT: — Estomago de *Hippopotamus amphibius* L.

DIST. GEOGR.: — Africa.

Carmyerius exosporus Maplestone, 1923.

Carmyerius exosporus Maplestone, 1923, p. 183, fig. 19-25.
Gastrotylax (Carmyerius) exosporus Fukui, 1929, p. 318.
Carmyerius exosporus Solomon, 1932, p. 210.
Carmyerius spatiosus Sprehn, 1932, p. 195, p.p.

HABITAT: — Estomago de *Limnotragus gratus* Sclat. (= *Tragelaphus speket*).

DIST. GEOGR.: — Africa.

Fischoederius Stiles & Goldberger, 1910.

Fischoederius Stiles & Goldberger, 1910, p. 17.
Fischoederius Maplestone, 1923, p. 169, 173.
Fischoederius Railliet, 1924, p. 598.
Fischoederius Stunkard, 1925, p. 145.
Fischoederius Fuhrmann, 1928, p. 102.
Gastrotylax (Fischoederius) Fukui, 1929, p. 317.
Fischoederius Baylis, 1929, p. 60.
Fischoederius Sprehn, 1932, p. 194.

ESPECIE TYPO: — *F. elongatus* (Poirier, 1883)=*Fisch. fischoederi* Stiles & Goldberger, 1910.

Gastrotylacinae. — Vesicula seminal e utero no mesmo campo (mediano). Testiculos com zonas e campos coincidindo. Ovario no campo e zona testicular (entre os testiculos). Vitellinos na area extra-cecal e cecal e da zona da ventosa oral até a zona acetabular. Utero dorsal, mediano, no mesmo campo que o espermoducto. Systema lymphatico. . . .

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Fischoederius elongatus* (Poirier, 1883).

Fischoederius elongatus (Poirier, 1883).

(Figs. 11-12)

Gastrotylax elongatus Poirier, 1883, p. 73.
Gastrotylax elongatus Fischoeder, 1901, p. 372.
Gastrotylax elongatus Fischoeder 1903, p. 574, pl. 27, fig. 59-62, tf. L.
Gastrotylax elongatus Leiper, 1908, p. 196.
Fischoederius fischoederi Stiles & Goldberger, 1910, p. 17, fig. 1-10.

Fischoederius siamensis Stiles & Goldberger, 1910, p. 28, fig. 11-12.
Fischoederius ceylonensis Stiles & Goldberger, 1910, p. 39, fig. 23-32.
Fischoederius elongatus Stiles & Goldberger, 1910, p. 17.
Fischoederius elongatus Innes, 1912, p. 225.
Fischoederius elongatus Maplestone, 1923, p. 176.
Fischoederius elongatus Nicoll, 1923, p. 242.
Fischoederius fischoederi Maplestone, 1923, p. 177 (sin.).
Fischoederius elongatus Railliet, 1924, p. 598.
Fischoederius siamensis Railliet, 1924, p. 599.
Fischoederius ceylonensis Fuhrmann, 1928, p. 57, fig. 71.
Fischoederius elongatus Baylis, 1929, p. 60.
Gastrolylax (Fischoederius) elongatus Fukui, 1929, p. 318.
Fischoederius elongatus Sprehn, 1932, p. 194.
Fischoederius elongatus Rao & Ayyar, 1932, p. 402 (in ref.).

Fig. 11 Fig. 12

Fischoederius elongatus (Poirier, 1883) seg. Stiles & Goldberger.

HABITAT: — *Bos taurus* L.; *Bos chinensis*; (*B. kerabau*) *Bufellus buballus* L.; *Bibos frontalis* Lamb.; *Anoa depressicornis* H. Sim.; *Bubalis major* Blyth.

PARTENITAS: — *Limnaea leuteola*.

DIST. GEOGR.: — Asia.

Fischoederius cobboldi (Poirier, 1883).

Gastrotylax cobboldii Poirier, 1883, p. 73.
Gastrotylax cobboldi Fischoeder, 1901, p. 372.
Gastrotylax cobboldi Fischoeder, 1903, p. 579. pl. 27, fig. 63-66, tf. M.
Gastrotylax cobboldi Leiper, 1908, p. 196.
Fischoederius cobboldi Stiles & Goldberger, 1910, p. 17.
Fischoederius cobboldi Innes, 1912, p. 225.
Fischoederius cobboldi Nicoll, 1923, p. 242.
Fischoederius cobboldi Maplestone, 1923, p. 178.
Fischoederius cobboldi Railliet, 1924, p. 599.
Gastrotylax cobboldii Baylis, 1929, p. 60.
Gastrotylax (Fischoederius) cobboldi Fukui, 1929, p. 318.
Fischoederius cobboldi Sprehn, 1932, p. 195.

HABITAT: — Estomago de *Bos taurus* L.; *Buffelus buballus* L.; *Bibos frontalis* Lamb.

DIST. GEOGR.: — Asia.

Stephanopharynginae Stiles & Goldberger, 1910.

Stephanopharynginae Stiles & Goldberger, 1910, p. 168.
Stephanopharynginae Maplestone, 1923, p. 167.
Stephanopharynginae Nicoll, 1923, p. 242.
Stephanopharynginea Fukui, 1929, p. 316.

GENERO TYPO: — *Stephanopharynx* Fischoeder, 1901.

Paramphistomoidea. Paramphistomidae.—Corpo grosso, ellipsoide, sem bolsa ventral. Acetabulo forte Ventosa oral com diverticulo transformado em uma invaginação circular. Esophago sem pharynge differenciado. Cecos sinuosos e extendendo-se até a zona acetabular. Ventosa genital ausente, porém o póro genital é guarnecido de forte musculatura. Testiculos com campos coincidindo e zonas em contacto, lobados, pre-ovarianos. Vitellinos lateraes, na area extra-cecal e cecal. Utero dorsal. Canal de Laurer mediano. Systema lymphatico . . .

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

GENERO TYPO: — *Stephanopharynx* Fischoeder, 1901.

Stephanopharynx Fischoeder, 1901.

Stephanopharynx Fischoeder, 1901, p. 370.
Stephanopharynx Fischoeder, 1903, p. 551.
Stephanopharynx Stiles & Goldberger, 1910, p. 168.
Stephanopharynx Maplestone, 1923, p. 167.
Stephanopharynx Nicoll, 1923, p. 242.
Stephanopharynx Stunkard, 1925, p. 146.
Stephanopharynx Fuhrmann, 1928, p. 102.
Stephanopharynx Fukui, 1929, p. 321.
Stephanopharynx Stunkard, 1929, p. 251.
Stephanopharynx Baylis, 1929, p. 59.
Stephanopharynx Sprehn, 1932, p. 190.

ESPECIE TYPO: — *Stephanopharynx compactus* Fischoeder, 1901.

Stephanopharynx Fischoeder, 1901.

Stephanopharynginae. Com os caracteres da sub-familia (Genero unico).

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Stephanopharynx compactus* Fischoeder, 1901.

Stephanopharynx compactus Fischoeder, 1901.

(Figs. 13-14)

Stephanopharynx compactus Fischoeder, 1901, p. 370.
Stephanopharynx compactus Fischoeder, 1903, p. 551, pl. 25, fig. 40-43, tf. G.
Stephanopharynx compactus Stiles & Goldberger, 1910, p. 169.
Stephanopharynx compactus Maplestone, 1923, p. 167, fig. 12, pl. 6 B.
Stephanopharynx compactus Nicoll, 1923, p. 242.
Stephanopharynx compactus Baylis, 1929, p. 59.
Stephanopharynx compactus Fukui, 1929, p. 321.
Stephanopharynx compactus Sprehn, 1932, p. 191.

HABITAT: — Estomago de: *Bos taurus* L.; *Bos* sp.; *Cobus* sp.

DIST. GEOGR.: — Africa.

Fig. 13

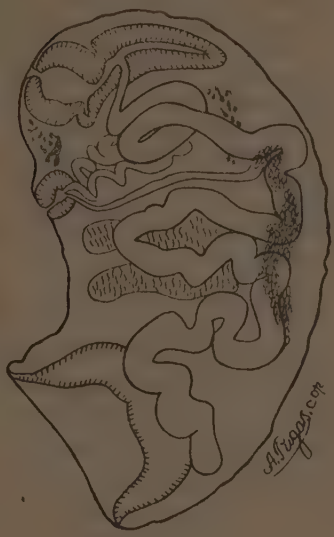


Fig. 14

Stephanopharynx compactus (Fischoeder, 1901) seg. Fischoeder.

Stephanopharynx secundus Stunkard, 1929.

Stephanopharynx secundus Stunkard, 1929, p. 252, fig. 18-20.

HABITAT: — Estomago de *Redunca bohor* Rüppel.

DIST. GEOGR.: — Africa.

Cladorchinae Fischoeder, 1901.

Cladorchinae Fischoeder, 1901, p. 372.
Cladorchinae Fischoeder, 1903, p. 595.
Cladorchinae Luehe, 1909, p. 36.
Cladorchidae Stiles & Goldberger, 1910, p. 169.
Cladorchinae Leiper, 1911, p. 119.
Schizamph stominen Looss, 1912, p. 357.
Cladorchinae Johnston, 1912, p. 302, p.p.
Cladorchinae Ward, 1918, p. 386.
Schizamphistominae Ward, 1918, p. 387.
Cladorchinae Travassos, 1921, p. 357.
Cladorchinae Nicoll, 1923, p. 242.

Cladorchinae Railliet, 1924, p. 601, p.p.
Cladorchinae Stunkard, 1925, p. 357.
Schizamphistominae Stunkard, 1925, p. 146.
Cladorchinae Bhalerao, 1926, p. 193.
Cladorchinae Fuhrmann, 1928, p. 101.
Schizamphistominae Fuhrmann, 1928, p. 101.
Cladorchinae Stunkard, 1929, p. 254.
Schizamphistominae Fukui, 1929, p. 329.
Cladorchinae Fukui, 1929, p. 321, p.p.
Dadayinae Fukui, 1929, p. 332.
Cladorchinae Sprehn, 1932, p. 182.
Dadayinae Vaz, 1932, p. 16, 26.

GENERO TYPO: — *Cladorchis* Fischoeder, 1901.

Paramphistomoidea. Paramphistomidae. — Corpo sub-pyriforme, sem bolsa ventral. Acetabulo forte, ás vezes provido no interior de formações papilliformes, terminal ou sub-terminal. Ventosa oral provida de diverticulos. Pharynge ausente, raramente presente. Cecos longos e sinuosos, attingindo e algumas vezes ultrapassando a zona acetabular. Ventosa genital presente ou ausente. Testiculos com zonas coincidindo ou em contacto e campos coincidindo ou em contacto. Bolsa do cirro presente ou ausente. Ovario post-testicular. Vitellinos lateraes, extra-cecaes e cecaes e ás vezes intra-cecaes. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Tubo digestivo, raramente vesicula urinaria de vertebrados (excepto aves).

GENERO TYPO: — *Cladorchis* Fischoeder, 1901.

A sub-familia *Schizamphistominae* foi baseada principalmente no facto de apresentar 3 pares de canaes lymphaticos longitudinaes em opposição aos *Paramphistominae* que apresentam apenas 1 par. Fukui verificou em *P. papillatus* e em *T. heterocaeca* formação lymphatica identica, o que vem annular a individualisação desta sub-familia que, deste modo, passou a coincidir com *Cladorchinae*. O unico caracter differencial que resta seria o hospedador de sangue quente para *Cladorchinae* e de sangue frio para *Schizamphistominae*.

Cladorchis Fischoeder, 1901.

Cladorchis (Cladorchis) Fischoeder, 1901, p. 372.
Cladorchis (Cladorchis) Fischoeder, 1903, p. 596.
Cladorchis (Cladorchis) Stiles & Goldberger, 1910, p. 169.

Cladorchis Travassos, 1921, p. 357.
Cladorchis Maplestone, 1923, p. 166.
Cladorchis Stunkard, 1925, p. 146.
Cladorchis Fuhrmann, 1928, p. 101.
Cladorchis Baylis, 1929, p. 59.
Cladorchis Fukui, 1929, p. 325.
Cladorchis Sprehn, 1932, p. 182.

ESPECIE TYPO: — *Cladorchis pyriforme* (Diesing, 1838).

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo pyriforme. Acetabulo forte, sub-terminal ou terminal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago sem pharynge. Cecos largos e sinuosos, extendendo-se até a zona acetabular. Póro genital com ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos ramificados, equatoriaes, com zonas coincidindo e campos em contacto. Canal de Laurer e espermatheca presentes. Ovario post-testicular. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos lateraes, na area extra-cecal, cecal e intra-cecal e da zona bifurcal á zona acetabular. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Ceco de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Cladorchis pyriformis* (Diesing, 1838).

Cladorchis pyriformis (Diesing, 1838).

(Figs. 15-16)

Amphistoma pyriforme Diesing, 1838, p. 139.
Cladorchis (Cladorchis) pyriformis Fischoeder, 1901, p. 373.
Cladorchis (Cladorchis) pyriformis Fischoeder, 1903, p. 596, pl. 28, fig. 78-79, pl. 29, fig. 80-81, tf. O.
Cladorchis (Cladorchis) pyriformis Stiles & Goldberger, 1910, p. 170.
Cladorchis pyriformis Travassos, 1922, p. 19 (189).
Cladorchis pyriformis Maplestone, 1923, p. 166.
Cladorchis (Cladorchis) pyriformis Fukui, 1929, p. 325.

HABITAT: — Ceco de *Tapirus americanus* Briss.

DIST. GEOGR.: — America do Sul.

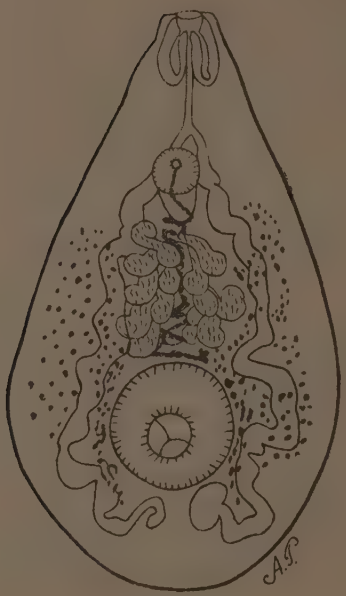


Fig. 15

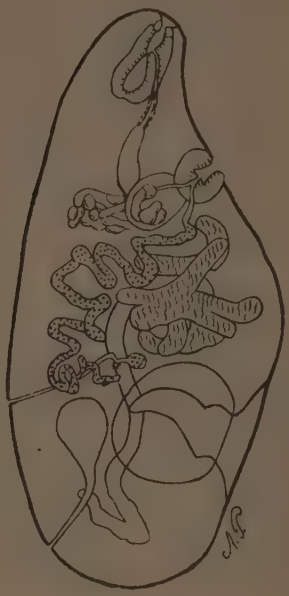


Fig. 16

Cladorchis pyriformis (Diesing, 1838) seg. Fischoeder.

Cladorchis asper (Diesing, 1838).

Amphistoma asperum Diesing, 1838, p. 189.
Cladorchis (Cladorchis) asper Fischoeder, 1901, p. 373.
Cladorchis (Cladorchis) asper Fischoeder, 1903, p. 602, pl. 29, fig. 82-85.
Cladorchis asper Maplestone, 1923, p. 167.
Cladorchis asper Fuhrmann, 1928, p. 53.
Cladorchis (Cladorchis) asper Fukui, 1929, p. 326.

HABITAT: — Ceco de *Tapirus americanus* Briss.

DIST. GEOGR.: — Brasil.

Stichorchis Fischoeder, 1901.

Cladorchis (Stichorchis) Fischoeder, 1901, p. 373.
Cladorchis (Stichorchis) Fischoeder, 1903, p. 610.
Cladorchis Luehe, 1909, p. 37.
Cladorchis (Stichorchis) Stiles & Goldberger, 1910, p. 170.
Cladorchis Ward, 1918, p. 386.

Cladorchis Travassos, 1921, p. 357.
Stichorchis Travassos, 1922, p. 19.
Cladorchis Maplestone, 1923, p. 166.
Cladorchis Stunkard, 1925, p. 146.
Cladorchis Fuhrmann, 1928, p. 101.
Cladorchis (Stichorchis) Fukui, 1929, p. 326.
Stichorchis Sprehn, 1932, p. 183.

ESPECIE TYPO: — *S. gigantcus* (Diesing, 1835).

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo pyriforme. Acetabulo forte. Ventosa oral com diverticulos. Esophago sem pharynge. Cecos sinuosos, attingindo a zona acetabular. Póro genital com ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos ramificados com campos coincidindo e zonas em contacto. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos na area extra-cecal e cecal, e da zona bifurcal até a zona acetabular. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Intestino de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Stichorchis giganteus* (Diesing, 1835).

Stichorchis giganteus (Diesing, 1835).

(Figs. 17-18)

Amphistoma giganteum Diesing, 1835, p. 238.
Cladorchis (Stichorchis) giganteus Fischoeder, 1901, p. 373.
Cladorchis (Stichorchis) giganteus Fischoeder, 1903, p. 611, pl. 30, fig. 89-92.
Cladorchis (Stichorchs) giganteus Stiles & Goldberger, 1910, p. 170.
Stichorchis giganteus Travassos, 1922, p. 19.
Cladorchis giganteus Maplestone, 1923, p. 167.
Cladorchis giganteus Baylis, 1929, p. 59.
Cladorchis (Stichorchis) giganteus Fukui, 1929, p. 326.
Stichorchis giganteus Sprehn, 1932, p. 183.

HABITAT: — Grosso intestino de: (*Dicotyles labiatus*) *Tayassus albirostris* Ill.; (*D. torquatus*) *Tayassus tajacu* L.; *Sus scrofa dom.* L.

DIST. GEOGR.: — Brasil.

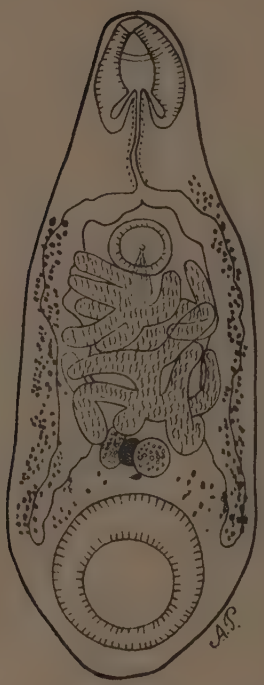


Fig. 17

Fig. 18

Stichorchis giganteus (Diesing, 1835) seg. Fischoeder.

Stichorchis subtriquetrus (Rudolphi, 1814)

Amphistoma subtriquetrus Rud. 1814, p. 100.
Cladorchis (Stichorchis) subtriquetrus Fischoeder, 1901, p. 373.
Cladorchis (Stichorchis) subtriquetrus Fischoeder, 1903, p. 615, pl. 30, fig. 93-96.
Stichorchis subtriquetrus Luehe, 1909, p. 37, fig. 41.
Cladorchis subtriquetrus Druff, 1914, p. 87, 15 fig. (in ref.).
Stichorchis subtriquetrus Ward, 1918, p. 386, fig. 670.
Stichorchis subtriquetrus Maplestone, 1923, p. 167.
Cladorchis (Stichorchis) subtriquetrus Fukui, 1929, p. 326.
Stichorchis subtriquetrus Sprehn, 1932, p. 184, fig. 120.

HABITAT: — Intestino de *Castor fiber* L.

DIST. GEOGR.: — Europa e America do Norte.

Taxorchis Fischoeder, 1901.

Cladorchis (Taxorchis) Fischoeder, 1901, p. 373.
Cladorchis (Taxorchis) Fischoeder, 1903, p. 607.
Taxorchis Stiles & Goldberger, 1910, p. 170.
Taxorchis Travassos, 1921, p. 357.
Taxorchis Maplestone, 1923, p. 166.
Taxorchis Stunkard, 1925, p. 146.
Taxorchis Fuhrmann, 1928, p. 101.
Taxorchis Fukui, 1929, p. 326.

Especie typo: — *T. schistocotyle* (Fischoeder, 1901).

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo pyriforme. Acetabulo terminal com abertura longitudinal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago sem pharynge. Cecos longos, largos e pouco sinuosos. Póro genital com ventosa, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos ramificados, pre-equatoriais, com zonas coincidindo e campos em contacto ou pouco afastados. Canal de Laurer — — — Espermateca — — Ovario post-equatorial, logo acima da zona acetabular. Utero pre-ovariano com uma porção dorsal e outra ventral, intra-cecal. Vitellinos extra-cecaes e cecaes, da zona testicular até a zona acetabular. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes.

Habitat: — Cecos de mammiferos.

Especie typo: — *Taxorchis schistocotyle* (Fischoeder, 1901).

Taxorchis schistocotyle (Fischoeder, 1901).

(Figs. 19-20)

Cladorchis (Taxorchis) schistocotyle Fischoeder, 1901, p. 373.
Cladorchis (Taxorchis) schistocotyle Fischoeder, 1903, p. 607, pl. 29, fig. 86-87, pl. 30, fig. 88.
Taxorchis schistocotyle Stiles & Goldberger, 1910, p. 170.
Taxorchis schistocotyle Travassos, 1921, p. 357.
Taxorchis schistocotyle Travassos, 1922, p. 19 (189).
Taxorchis schistocotyle Maplestone, 1923, p. 166.
Taxorchis schistocotyle Fukui, 1929, p. 326.

Habitat: — Ceco de: (*Dycotyles torquatus*) *Tayassus tajacu* L. ? (Fischoeder); *Hydrocherus capibara* L.

Dist. geogr.: — Brasil.

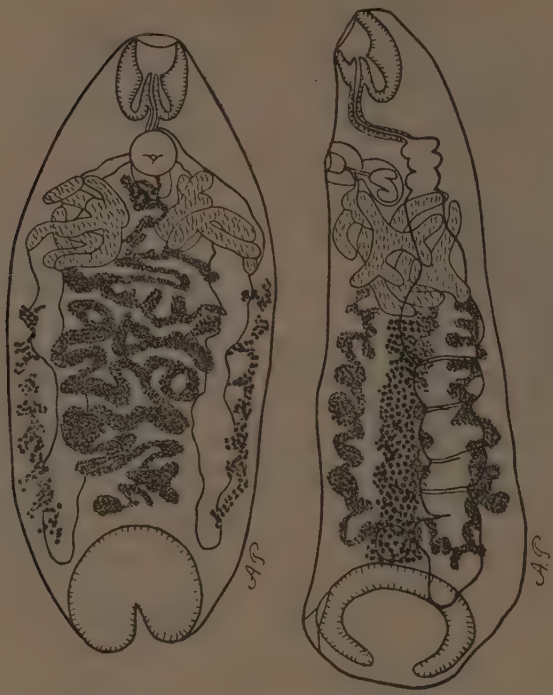


Fig. 19 Fig. 20

Taxorchis schistocotyle (Fischoeder, 1901) seg Fischoeder.

Pseudodiscus Sonsino, 1895.

Pseudodiscus Sonsino, 1895.
Pseudodiscus Stiles & Goldberger, 1910, p. 170.
Pseudodiscus (Pseudodiscus) Stiles & Goldberger, 1910, p. 173.
Pseudodiscus Travassos, 1921, p. 357.
Pseudodiscus Maplestone, 1923, p. 160, p.p.
Pseudodiscus Stunkard, 1925, p. 146.
Pseudodiscus Bhalerao, 1926, p. 193.
Pseudodiscus Fuhrmann, 1928, p. 101.
Pseudodiscus Baylis, 1929, p. 58, p.p.
Pseudodiscus Fukui, 1929, p. 321, p.p.
Pseudodiscus Sprehn, 1932, p. 191.

ESPECIE TYPO: — *P. collinsi* (Cobbold, 1875 (=*P. collinsi* var. *stanleyi*).

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo sub-ellipsoide. Acetabulo

forte, sub-terminal. Ventosa oral com diverticulos muito desenvolvidos e musculosos. Esophago sem pharynge. Cecos sinuosos extendendo-se até a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, bifurcal. Bolsa do cirro ausente. Vesicula seminal muito desenvolvida, ennovelada. Testiculos lobados, post-equatoriaes, com zonas coincidindo e campos afastados. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos lateraes, extra-cecaes e da zona esophagiana até a zona acetabular. Systema lymphatico — — —

HABITAT: — Grosso intestino de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Pseudodiscus collinsi* (Cobbold, 1875).

Pseudodiscus collinsi (Cobbold, 1875).

(Figs. 21-22)

Amphistomum collinsii Cobbold, 1875, p. 818.
Amphistomum collinsi Fischoeder, 1903, p. 631.

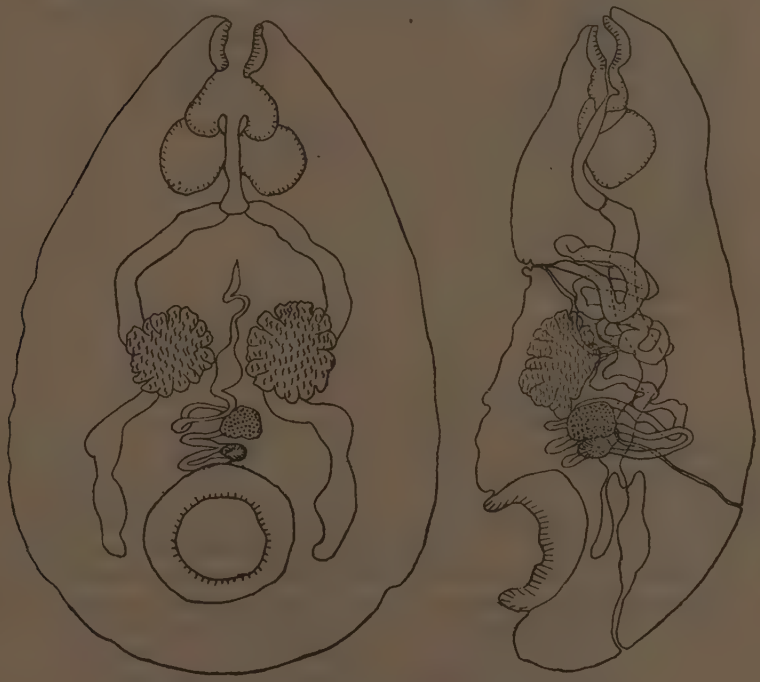


Fig. 21 **Fig. 22**

Pseudodiscus collinsi (Cobbold, 1875) seg. Stiles & Goldberger.

Amphistomum collinsi var. *stanleyi* Fischoeder, 1903, p. 631.
Pseudodiscus stanleyii Stiles & Goldberger, 1910, p. 173, fig. 137-151.
Pseudodiscus collinsii Stiles & Goldbeerger, 1910, p. 187, fig. 152-162.
Pseudodiscus collinsi Maplestone, 1923, p. 160.
Pseudodiscus collinsi Nicoll, 1923, p. 242.
Pseudodiscus stanleyi Nicoll, 1923, p. 242.
Pseudodiscus collinsii Baylis, 1929, p. 58.
Pseudodiscus (Pseudodiscus) collinsi Fukui, 1929, p. 321.
Pseudodiscus collinsi Sprehn, 1932, p. 191.
Pseudodiscus collinsi Bhalerao, 1933, p. 108.

HABITAT: — Grosso intestino de: *Equus caballus* L.; *Elephas maximus* L.

DIST. GEOGR.: — Asia.

Hawkesius Stiles & Goldberger, 1910.

Pseudodiscus (Hawkesius) Stiles & Goldberger, 1910, p. 200.
Watsonius Stiles & Goldberger, 1910, p. 212.
Pseudodiscus (Hawkesius) Railliet, Henry & Joyeux, 1912, p. 837.
Watsonius Railliet, Henry & Joyeux, 1912, p. 837.
Pseudodiscus Travassos, 1921, p. 357.
Watsonius Travassos, 1921, p. 357.
Pseudodiscus Maplestone, 1923, p. 160, p.p.
Watsonius Maplestone, 1923, p. 159 (sin.).
Pseudodiscus Railliet, 1924, p. 601.
Pseudodiscus Stunkard, 1925, p. 146.
Pseudodiscus Fuhrmann, 1928, p. 101.
Pseudodiscus (Watsonius) Fukui, 1929, p. 321.
Pseudodiscus Baylis, 1929, p. 58, p.p.
Pseudodiscus Faust, 1929, p. 157.
Watsonius Sprehn, 1932, p. 192.

ESPECIE TYPO: — *Hawkesius hawkesi* (Cobbold, 1875).

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo sub-pyriforme. Acetabulo forte, sub-terminal. Ventosa oral com amplos diverticulos. Esophago com forte pharynge. Cecos sinuosos e terminando na zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro ausente. Testiculos no mesmo campo e com zonas em contacto. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos constituidos por folliculos pequenos, extra-cecaes e cecaes, da zona bifurcal á zona acetabular. Systema lymphatico — — —

HABITAT: — Intestino delgado e grosso de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Hawksius hawkesi* (Cobbold, 1875).

Hawkesius hawkesi (Cobbold, 1875).

(Figs. 23-24)

Amphistomum hawkesii Cobbold, 1875, p. 631.
Amphistomum ornatum Cobbold, 1882.
Amphistomum (Pseudodiscus) hawkesi Sonsino, 1895, p. 9, fig. 1.
Pseudodiscus hawkesi Sonsino, 1896, p. 310.
Amphistomum hawkesii Fischoeder, 1903, p. 631.
Amphistomum ornatum Fischoeder, 1903, p. 631.
Amphistoma watsoni Conyngham, 1904, p. 464.
Cladorchis watsoni Shipley, 1905, p. 129, pl. 4, fig. 1-10.
Amphistoma hawkesius Evan & Rennie, 1909, p. 136, tf.

Fig. 23

Fig. 24

Hawkesius hawkesi (Cobbold, 1875) seg. Stiles & Goldberger.

Pseudodiscus (Hawkesius) hawkesii Stiles & Goldberger, 1910, p. 200, fig. 163-174.
Amphistomum ornatum Stiles & Goldberger, 1910, p. 201.
Watsonius watsoni Stiles & Goldberger, 1910, p. 212, fig. 175-189.
Watsonius ornatus Railliet & Henry, 1912.
Watsonius watsoni Railliet, Henry & Joyeux, 1912, p. 836.
Watsonius macaci Kobayashi, 1921, p. 392, pl. 25, fig. 1.
Pseudodiscus hawkesius Maplestone, 1923, p. 164.
Pseudodiscus watsoni Maplestone, 1923, p. 164.
Watsonius ornatus Railliet, 1924, p. 602.

Pseudodiscus hawkesi Bhalerao, 1926, p. 193.
Pseudodiscus ornatus Bhalerao, 1926, p. 193.
Watsonius watsoni Faust, 1929, p. 157, fig. 61.
Pseudodiscus watsoni Baylis, 1929, p. 58.
Pseudodiscus (Watsonius) macaci Fukui, 1929, p. 322.
Watsonius watsoni Sprehn, 1932, p. 192.
Pseudodiscus hawkesi Bhalerao, 1933, p. 108.

HABITAT: — Intestino delgado de *Homo sapiens* L.; Grosso intestino de: *Cercopithecus callitrichus* E. Geoffr.; (*Macacus cynomolgus*) *Cynomolgus fasciolatus* Raff.; *Elephas maximus* L.

DIST. GEOGR.: — Africa e Asia.

Wardius Barker & East, 1915.

Wardius Barker & East in Barker, 1915,, p. 192.
Wardius Ward, 1918, p. 386.
Wardius Stunkard, 1925, p. 146.
Wardius Fuhrmann, 1928, p. 101.
Pseudodiscus (Watsonius) Fukui, 1929, p. 321, p. p.
Watsonius Sprehn, 1932, p. 192, p.p.

ESPECIE TYPO: — *W. zibethicus* Barker & East, 1915.

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo sub-cylindrico. Acetabulo forte, sub-terminal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago sem pharynge. Cecos sinuosos e terminando na zona acetabular. Póro genital sem ventosa, bifurcal. Bolsa do cirro ausente. Testiculos lobados, com campos coincidindo e zonas em contacto. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos laterais, na area extra-cecal e cecal, desde a zona da ventosa oral até a zona acetabular. Systema lymphatico — — —

HABITAT: — Intestino de mammiferos.

ESPECIE TYPO: *Wardius zibethicus* Barker & East, 1915.

Wardius zibethicus Barker & East, 1915.

(Fig. 25)

Wardius zibethicus Barker & East, in Barker, 1915, p. 192, fig. 3, pl. 2.
Wardius zibethicus Ward, 1918, p. 386, fig. 671.
Wardius zibethicus Stunkard, 1925, p. 63.
Pseudodiscus (Watsonius) zibethicus Fukui, 1929, p. 322.
Watsonius zibethicus Sprehn, 1932, p. 192, fig. 127.

Fig. 25

Wardius zibethicus Barker & East, 1915, seg. Barker & East.

HABITAT: — *Fiber zibethicus* L.

DIST. GEOGR.: — America do Norte.

Chiostichorchis Artigas & Pacheco, 1932.

Stichorchis Sprehn, 1932, p. 183, p.p.
Chiostichorchis Artigas & Pacheco, 1932, p. 103.

ESPECIE TYPO: — *C. waltheri* (Sprehn, 1932).

Paramphistomidae. Cladorchinae.—Corpo sub-pyriforme. Acetabulo forte, sub-terminal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago sem pharynge. Cecos longos e sinuosos, attingindo a zona acetabular. Póro genital com ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos lobados, equatoriaes, com campos coincidindo e zonas em contacto ou parcialmente superpostas. Canal de Laurer — — — Ovario post-testicular, em contacto com a zona acetabular. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos lateraes, na area extra-cecal e cecal, post-equatoriaes, da zona testicular á zona acetabular. Systema lymphatico — — —

HABITAT: — Grosso intestino de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Chiostichorchis waltheri* (Sprehn, 1932).

Chiostichorchis waltheri (Sprehn, 1932).

(Fig. 26)

Stichorchis waltheri Sprehn, 1932, p. 184, fig. 121-123.
Stichorchis myopotami Artigas e Pacheco, 1932, p. 404.
Chiostichorchis myopotami Artigas e Pacheco, 1932, p. 103, fig. 1-7.

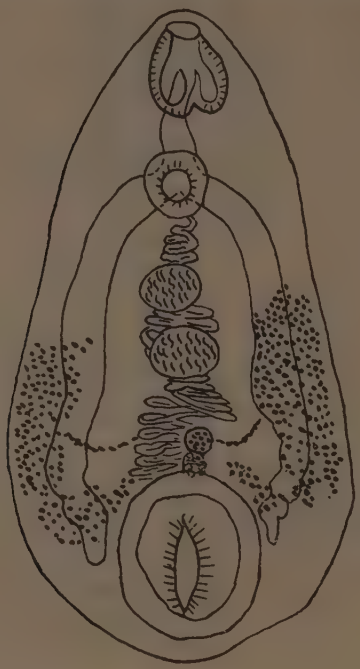


Fig. 26
Chiostichorchis walteri (Sprehn, 1932) seg. Artigas & Pacheco.

HABITAT: — Ceco de *Myocastor coipus* Molina.

DIST. GEOGR.: — America do Sul.

Pfenderius Stiles & Goldberger, 1910.

Pfenderius Stiles & Goldberger, 1910, p. 232.
Pfenderius Travassos, 1921, p. 357.
Pfenderius Maplestone, 1923, p. 165.
Pfenderius Stunkard, 1925, p. 146.
Pfenderius Bhalerao, 1926, p. 193.

Pfenderius Fuhrmann, 1928, p. 101.
Pfenderius Fukui, 1929, p. 324.

Especie typo: — *P. papillatus* (Cobbold, 1882).

Paramphistomidae. Cladorchinae.—Corpo sub-pyriforme. Acetabulo forte, terminal, tendo no interior saliencias papilliformes. Ventosa oral com diverticulos. Esophago sem pharynge. Cecos sinuosos, attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos lobados, equatoriaes, com zonas coincidindo e campos afastados. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos lateraes, na area extra-cecal e cecal, desde a zona bifurcal até a zonal acetabular. Systema lymphatico constituindo por 3 pares de troncos longitudinaes.

Habitat: — Grosso intestino de mammiferos.

Especie typo: — *Pfenderius papillatus* (Cobbold, 1882).

Pfenderius papillatus (Cobbold, 1882).

(Figs. 27-28)

Amphistoma papillatus Cobbold, 1882.
Amphistomum papillatus Fischoeder, 1903, p. 631.
Amphistomum papillatus Maplestone, 1923, p. 201.
Pfenderius papillatus Stiles & Goldberger, 1910, p. 232, fig. 190-202.
Pfenderius papillatus Maplestone, 1923, p. 165.
Pfenderius papillatus Bhalerao, 1926, p. 193.
Pfenderius papillatus Fukui, 1929, p. 324, fig. 29, 30 M, 32 D, 33 M, 39 M, 40 L, 41 L, 44 M, 45 M.
Pfenderius papillatus Bhalerao, 1933, p. 111.

Habitat: — Colon de *Elephas maximus* L.

Dist. geogr.: — Asia.

Tugumaea Fukui, 1926.

Tugumaea Fukui, 1926.
Tugumaea Fuhrmann, 1928, p. 102.
Tugumaea Fukui, 1929, p. 324.

Especie typo: — *T. heterocaeca* Fukui, 1926.

Fig. 27 Fig. 28

Pfenderius papillatus (Cobbold, 1882) seg. Stiles & Goldberger.

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo sub-globular. Acetabulo sub-terminal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos curtos e divididos em uma parte anterior larga e outra posterior delgada, obliquas ao eixo longitudinal do corpo. Póro genital sem ventosa, pre-bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos com zonas coincidindo e campos afastados, sub-equatoriaes, lobados. Canal de Laurer. — — Ovario parcialmente na zona testicular. Utero dorsal. Vitellinos lateraes. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Grosso intestino de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Tugumaea heterocaeca* Fukui, 1926.

Tugumaea heterocaeca Fukui, 1926.

(Fig. 29)

Tugumaea heterocaeca Fukui, 1926.
Tugumaea heterocaeca Fukui, 1929, p. 232, 324, fig. 30 M, N, U; 32 C; 33 L; 34, 39 K, L; 40 M; 41 K; 44 L; 45 L.

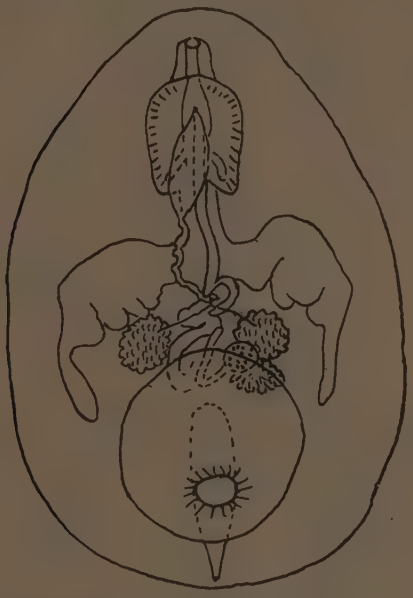


Fig. 29

Tugumaea heterocaeca Fukui, 1926, seg. Fukui.

HABITAT: — Colon de *Elephas maximus* L.

DIST. GEOGR.: — Asia.

Chiorchis Fischoeder, 1901.

Chiorchis Fischoeder, 1901, p. 374.
Chiorchis Fischoeder, 1903, p. 621.
Chiorchis Daday, 1907, p. 510, p.p.
Chiorchis Stiles & Goldberger, 1910, p. 246.
Chiorchis Travassos, 1921, p. 357.
Chiorchis Maplestone, 1923, p. 165.
Chiorchis Stunkard, 1925, p. 146.

Chiorchis Fuhrmann, 1928, p. 101.
Chiorchis Stunkard, 1929, p. 254.
Chiorchis (Chiorchis) Fukui, 1929, p. 327, p.p.

ESPECIE TYPO: — *C. fabaceus* (Diesing, 1838).

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo achatado. Acetabulo forte, sub-terminal. Ventosa oral com diverticulos e precedida de um vestibulo. Esophago com pharynge. Cecos largos e rectilineos, attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos profundamente tetra-lobados, com zonas afastadas e campos coincidindo, equatorial ou post-equatorial. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular. Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos na area extra-cecal, e desde o meio da zona esophagiana até o fim da zona cecal. Systema lymphatico — — —

HABITAT: — Intestino delgado e grosso de mammiferos aquaticos.

ESPECIE TYPO: — *Chiorchis fabaceus* (Diesing, 1838).

Chiorchis fabaceus (Diesing, 1838).

(Figs. 30-31)

Amphistoma fabaceum Diesing, 1838, p. 189.
Chiorchis fabaceus Fischoeder, 1901, p. 379.

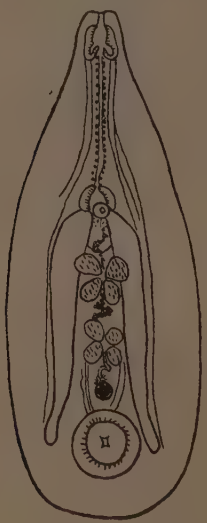


Fig. 30

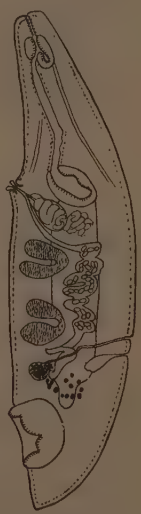


Fig. 31

Chiorchis fabaceus (Diesing, 1838) seg. Fischoeder.

Chiorchis fabaceus Fischoeder, 1903, p. 621, pl. 31, fig. 97-100.
Chiorchis fabaceus Stiles & Goldberger, 1910, p. 247.
Chiorchis fabaceus Maplestone, 1923, p. 166.
Chiorchis fabaceus Stunkard, 1929, p. 254, fig. 21-26.
Chiorchis (Chiorchis) fabaceus Fukui, 1929, p. 327.
Schizamphistoma manati Sokoloff & Caballero, 1932, p. 163, fig. 1-5.

HABITAT: — Intestino delgado e grosso de: (*Monatus exunguis*) *Trichechus inunguis* Pelz.; (*M. latirostris*) *T. manatus* L.; *Trichechus senegalensis* Desm.

DIST. GEOGR.: — Oceano Atlantico.

Schizamphistomum Looss, 1912.

Schizamphistomum Looss, 1912, p. 343.
Schizamphistomum Stunkard, 1925, p. 146.
Schizamphistomum Fuhrmann, 1928, p. 101.
Schizamphistoma Fukui, 1929, p. 329.

ESPECIE TYPO: — *S. scleroporum* (Creplin, 1844).

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo achatado. Acetabulo forte, terminal. Ventosa oral com diverticulos pouco desenvolvidos. Esophago com pharynge. Cecos sinuosos, apenas attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, bifurcal, mediano. Bolsa do cirro presente. Testiculos pre-equatoriaes, lobados, com zonas em contacto e campos coincidindo. Canal de Laurer presente. Ovario parcialmente na zona acetabular. Utero pre-ovariano e post-testicular, occupando toda a espessura do corpo. Vitellinos lateraes, extra-cecaes e cecaes, post-bifurcaes, invadindo posteriormente a area intra-cecal. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Intestino de cheloneos.

ESPECIE TYPO: — *Schizamphistomum scleroporum* (Creplin, 1844).

Schizamphistomum scleroporum (Creplin, 1844).
(Fig. 32)

Amphistomum scleroporum Creplin, 1844.
Schizamphistomum scleroporum Looss, 1912, p. 343, pl. 17, fig. 17-18.
Paramphistomum papillosum Mac Callum, 1916, p. 33, fig. 13.
Amphistomum scleroporum Stunkard, 1917, p. 61.

Schizamphistoma scleroporum Fukui, 1929, p. 329.
Schizamphistomum scleroporum Willey, 1931, p. 246.

Fig. 32

Schizamphistomum scleroporum (Creplin, 1844) seg. Looss.

HABITAT: — Intestino de *Halichelys atra* Merr. (=*Thal. caretta*); (*Thalassochelis corticata*); *Chelone mydas* (L.).

DISTR. GEOGR.: — Atlantico e Mediterraneo.

Allassostoma Stunkard, 1917.

Allassostoma Stunkard, 1917, p. 64.
Allassostoma Ward, 1918, p. 387.
Allassostoma Stunkard, 1925, p. 146.
Allassostoma Fuhrmann, 1928, p. 101.
Allassostoma Fukui, 1929, p. 330.

ESPECIE TYPO: — *A. magnum* Stunkard, 1917.

Paramphistomidae. Cladorchinae. Corpo achatado. Acetabulo regular, terminal. Ventosa oral com diverticulos pequenos. Esophago com pharynge. Cecos sinuosos, apenas attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos redondos, equatoriaes, com zonas em contacto e campos coincidindo parcialmente. Canal de Laurer presente. Ovario sub-equatorial, post-testicular. Utero pre-ovariano e pré-testicular, dorsal. Vitellinos lateraes e posteriormente invadindo o campo mediano, post-equatoriaes, extra-cecaes e cecaes, intra-cecaes abaixo da zona do ovario. Systema lymphatico com 3 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Intestino de cheloneos.

ESPECIE TYPO: — *Allassostoma magnum* Stunkard, 1917.

Allassostoma magnum Stunkard, 1917.

(Fig. 33)

Allassostoma magnum Stunkard, 1917, p. 66, fig. 59-65.

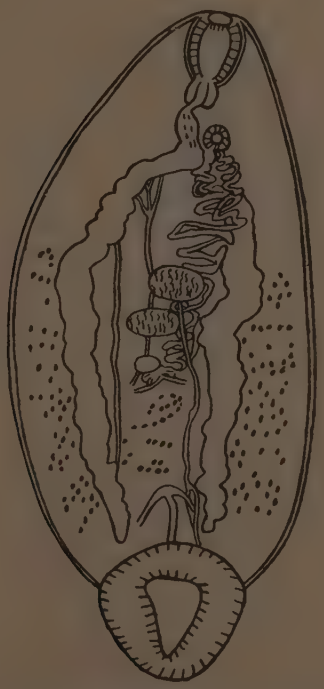


Fig. 33

Allassostoma magnum Stunkard, 1917, seg. Stunkard.

Allassostoma magnum Ward, 1918, p. 387, fig. 673.
Allassostoma magnum Fukui, 1929, p. 330.
Allassostoma magnum Harwood, 1931, p. 100.
Allassostoma magnum Willey, 1933, p. 346.

HABITAT: — *Pseudemys troosti* Holbr., *P. elegans* Wied.

DIST. GEOGR.: — America do Norte.

Allassostomoides Stunkard, 1925.

Allassostoma (Allassostomoides) Stunkard, 1924, p. 103-104.
Allassostomoides Stunkard, 1925, p. 146.
Allassostomoides Fuhrmann, 1928, p. 101.
Allassostoma Fukui, 1929, p. 330, p.p.
Allassostomoides Fukui, 1929, p. 330 (sin.).

TYPO: — *A. parvum* (Stunkard, 1917).

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo achatado e de margens parallelas, tendo duas saliencias lateraes logo adeante do acetabulo. Acetabulo relativamente grande, terminal. Ventosa oral com diverticulos pequenos. Esophago com pharynge. Cecos largos, sub-retilineos, attingindo apenas a zona acetabular. Póro genital bifurcal, sem ventosa. Bolsa do cirro presente. Testiculos redondos, pre-equatoriaes, com campos coincidindo e zonas em contacto. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular, sub-equatorial. Utero pre-ovariano e post-testicular. Vitellinos lateraes, cecaes e extra-cecaes, e intra-cecaes abaixo da zona do ovario e da zona do testiculo posterior até o fim da zona cecal. Systema lymphatico com 3 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Cloaca e vesicula urinaria de cheloneos e batrachios.

ESPECIE TYPO: — *Allassostomoides parvum* (Stunkard, 1917).

Allassostomoides parvum (Stunkard, 1917).

(Fig. 34)

Allassostoma parvum Stunkard, 1917, p. 69, fig. 66-71.
Allassostoma parvum Ward, 1918, p. 387.
Paramphistomum chaelidrae Mac Callum, 1918, p. 88, fig. 44.
Allassostoma (Allassostomoides) parvum Stunkard, 1924, p. 101.
Allassostoma parvum Fukui, 1929, p. 330.
Allassostoma parvum Beaver, 1930, p. 13, fig. 1-6, pl. II.
Allassostomoides parvum Willey, 1933, p. 246.

Allassostoma parvum Krull, 1933, p. 109.
Cercaria inhabilis Cort, 1914, p. 67, fig. 2, (vide cercaria).
Cercaria convoluta Faust, 1919, p. 315, t. f. 1-4, (vide cercaria).
Cercaria convoluta Beaver, 1930, p. 20.

Fig. 34

Allassostomoides parvum (Stunkard, 1917) seg. Stunkard.

HABITAT: — Cloaca de *Chelydra serpentina* (L.); Vesicula urinaria de *Pseudemys picta* Schn.; *Pseudemys floridana* Lec.; *Rana catesbiana* Shaw; *Rana pipiens*; *R. clamitans*.

DIST. GEOGR.: — America do Norte.

Parthenitas em: *Planorbis trivolvis*; *Helisoma antrosa* (Conrad).

Metacercaria em *Cambarus propinquus*.

Cleptodiscus Linton, 1910.

Cleptodiscus Linton, 1910, p. 72.
Cleptodiscus Fuhrmann, 1928, p. 102.

ESPECIE TYPO: — *C. reticulatus* Linton, 1910.

Cleptodiscus Linton, 1910.

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo chato, alongado. Acetabulo grande, terminal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago sem pharynge. Cecos longos, sub-retilineos, dilatados na extremidade distal e apenas attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos equatoriaes com campos coincidindo e zonas em contacto. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular e logo acima da zona acetabular. Utero pre-ovariano, dorsal, atraz e adeante dos testiculos. Vitellinos post-equatoriaes, lateraes, cecaes e ligeiramente intra-cecaes, da zona do testiculo posterior até o fim da zona cecal. Systema lymphatico — —

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Cleptodiscus reticulatus* Linton, 1910.

Cleptodiscus reticulatus Linton, 1910.

(Fig. 35)

Cleptodiscus reticulatus Linton, 1910, p. 72, fig. 198-204.

HABITAT: — *Pomacantus arcuatus* (L.).

DIST. GEOGR.: — Drey Tortugas — America do Norte.

Schizamphistomoides Stunkard, 1925.

Schizamphistomoides Stunkard, 1925, p. 146.
Schizamphistomoides Fuhrmann, 1928, p. 101.
Schizamphistomoides Fukui, 1929, p. 329.

ESPECIE TYPO: — *Schiz. spinulosum* (Looss, 1901).

Paramphistomidae. Cladorchinae.—Corpo sub-cylindrico. Acetabulo muito grande, terminal. Ventosa oral com diverticulos pequenos. Esophago com pharynge. Cecos delgados e pouco numerosos, apenas attingindo a zona acetabular. Póro genital mediano, sem ventosa, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos lobados, equatoriaes, com campos coincidindo parcialmente e zonas afastadas. Canal de Laurer presente. Ovario post-equatorial, pre-acetabular. Utero pre-ovariano. Vitellinos lateraes, post-equatoriaes, extra-cecaes, situados entre a zona do testiculo posterior e a zona acetabular. Systema lymphatico com 3 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Grosso intestino de cheloneos.

ESPECIE TYPO: — *Schizamphistomoides spinulosum* (Looss, 1901).

Fig. 35

Cleptodiscus reticulatus Linton, 1910 seg. Linton.

Schizamphistomoides spinulosum (Looss, 1901).

(Fig. 36)

Amphistomum spinulosum Looss, 1901, p. 623.
Amphistoma spinulosum Stunkard, 1917, p. 62.
Schizamphistomoides spinulosum Stunkard, 1925, p. 146.
Schizamphistomum spinulosum Fuhrmann, 1928, p. 56, fig. 70.
Schizamphistomoides spinulosum Fukui, 1929, p. 330.
Schizamphistomoides spinulosum Willey, 1933, p. 246.
Paramphistomum spinulosum Gohar, 1934, p. 331.

HABITAT: — Intestino grosso de *Chelone mydas* (L.).

DISTR. GEOGR.: — Mediterraneo.

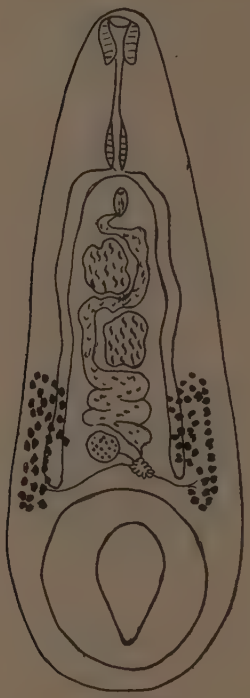


Fig. 36

Schizamphistomoides spinulosum (Looss, 1901) seg. Looss.

Schizamphistomoides tabascencis Caballero & Sokoloff, 1934.

Schizamphistomoides tabascensis Caballero & Sokoloff, 1934, p. 41, fig. 1-3.

HABITAT: — Intestino de *Dermatemys mawii* Gray.

DISTR. GEOGR.: — Mexico.

Ophioxenos Sumwalt, 1926.

Ophioxenos Sumwalt, 1926, p. 91.
Ophioxenos Fuhrmann, 1928, p. 101.

ESPECIE TYPO: — *O. dienteros* Sumwalt, 1926.

Paramphistomidae. Cladorchinae. Corpo sub-cylindrico. Acetabulo

forte, terminal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos largos e sinuosos, attingindo a zona acetabular. Póro genital mediano bifurcal. Bolsa do cirro — — Testiculos lobados, com campos em contacto e zonas afastadas, pre-equatoriaes. Canal de Laurer — — Ovario post-testicular, distante da zona acetabular. Utero post- e pre-ovariano, desde a zona acetabular até o póro excretor, com alças entre os testiculos. Vitellinos post-equatoriaes com folliculos volumosos, intra-cecaes e situados entre a zona do testiculo posterior e a zona acetabular. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Ophioxenos dienteros* Sumwald, 1926.

Ophioxenos dienteros Sumwalt, 1926.

(Fig. 37)

Ophioxenos dienteros Sumwalt, 1926, p. 91, fig. 5, 9, 10.

Fig. 37

Ophioxenos dienteros Sumwald, 1926, seg. Sumwald.

HABITAT: — Tubo digestivo de: *Thamnophis sirtalis*; *T. ordinoides*.

DISTR. GEOGR.: — S. Juan Island — N. America.

Microrchis Daday, 1907.

Microrchis Daday, 1907, p. 481.
Microrchis Stiles & Goldberger, 1910, p. 246.
Microrchis Travassos, 1921, p. 357.
Microrchis Stunkard, 1925, p. 146.
Microrchis Fuhrmann, 1928, p. 101.
Microrchis Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 42.
Microrchis (Microrchis) Fukui, 1929, p. 327.

ESPECIE TYPO: — *M. megacotyle* (Diesing, 1836).

Paramphistomidae. Cladorchinae. Corpo alongado, sub-cylindrico. Acetabulo terminal, forte. Ventosa oral com diverticulos pequenos. Esophago com pharynge. Cecos delgados, sub-retilineos, terminando muito antes da zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos lobados, pre-equatoriaes, com campos coincidindo parcialmente e zonas pouco afastadas. Canal de Laurer presente. Ovario equatorial. Utero intra-cecal, post- e pre-ovariano, da zona acetabular até a zona bifurcal, dorsal. Vitellinos na area cecal e pouco extra-cecaes, equatoriaes, anteriormente attingindo a zona do testiculo anterior e posteriormente não attingindo o fim da zona cecal. Póro excretor equatorial. Systema lymphatico — — —

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Microrchis megacotyle* (Diesing, 1836).

Microrchis megacotyle (Diesing, 1836).
(Figs. 38-39)

Amphistoma megacotyle Diesing, 1836.
Microrchis megacotyle Daday, 1907, p. 482, pl. 24, fig. 16-20.
Microrchis megacotyle Stiles & Goldberger, 1910, p. 246.
Microrchis megacotyle Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 44, fig. 144.
Chiorchis (Microrchis) megacotyle Fukui, 1929, p. 328.
Microrchis megacotyle Vaz, 1932, p. 17.

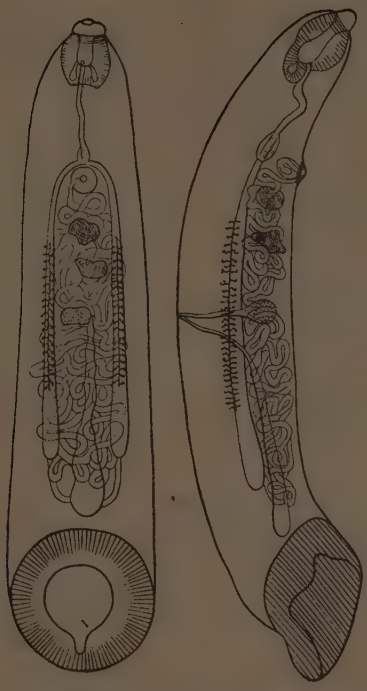


Fig. 38 Fig. 39

Microrchis megucotyle (Diesing, 1836) seg. Daday.

HABITAT: — Intestino de *Silurus palmitus* Natt.

DIST. GEOGR.: — America do Sul.

Pseudocladorchis Daday, 1907.

Pseudocladorchis Daday, 1907, p. 404.
Pseudocladorchis Stiles & Goldberger, 1910, p. 232.
Pseudocladorchis Travassos, 1921, p. 357.
Pseudocladorchis Stunkard, 1925, p. 146.
Pseudocladorchis Fuhrmann, 1928, p. 101.
Pseudocladorchis Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 45.
Chiorchis (Microrchis) Fukui, 1929, p. 327, p.p.
Pseudocladorchis Vaz, 132, p. 17.

ESPECIE TYPO: — *P. cylindricus* (Diesing, 1836).

Paramphistomidae. Cladorchinae.—Corpo cylindrico. Acetabulo terminal, forte. Ventosa oral com diverticulos pouco desenvolvidos. Esophago sem pharynge. Cecos pouco sinuosos, terminando antes da zona acetabular. Póro genital com ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos lobados, pre-equatoriaes, na area cecal, com zonas coincidindo e campos afastados. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular, ao nivel da terminação cecal. Utero desde a zona ovariana até a zona bifurcal, intra-cecal. Vitellinos cecaes e extra-cecaes, da zona ovariana á zona testicular. Póro excretor post-equatorial. Systema lymphatico — — —

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Pseudocladorchis cylindricus* (Diesing, 1836).

Pseudocladorchis cylindricus (Diesing, 1836).

(Figs. 40-41)

Amphistomum cylindricum Diesing, 1836.
Pseudocladorchis cylindricus Daday, 1907, p. 495, pl. 25, fig. 7-16.
Pseudocladorchis nephrodorchis Daday, 1907, p. 501, pl. 25, fig. 17-22, pl. 26, fig. 1-7.
Pseudocladorchis cylindricus Stiles & Goldberger, 1910, p. 232.
Pseudocladorchis cylindricus Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 45, fig. 145-146.
Pseudocladorchis nephrodorchis Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 47, fig. 148.
Chiorchis (Microrchis) cylindricus Fukui, 1929, p. 328.
Pseudocladorchis cylindricum Vaz, 1932, p. 17.

HABITAT: — Intestino de: *Mylosoma aureum* (Spix); *Doras granulosus* Val.; *Pimelodus megacephalus*; *Colossoma bidens* (Agass.); *Salmo* sp.

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Pseudocladorchis macrostomus Daday, 1907.

Pseudocladorchis macrostomus Daday, 1907, p. 506, pl. 26, fig. 8-12.
Pseudocladorchis macrostomus Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 46, fig. 147.
Pseudocladorchis cylindricum Vaz, 1932, p. 17, p.p.

HABITAT: — Intestino de *Salmo sp.*; *Colossoma bidens* (Agass.).

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Fig. 40

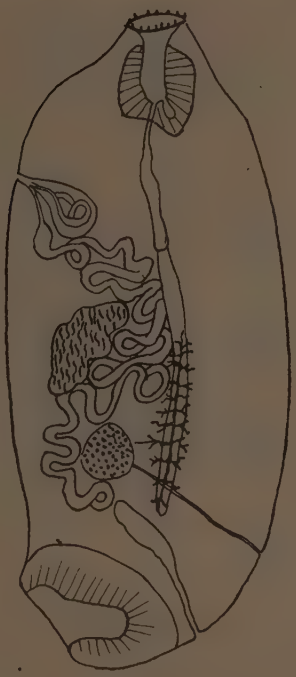


Fig. 41

Pseudocladorchis cylindricus (Diesing, 1836) seg. Daday.

Pseudocladorchis ferrum-equinum (Diesing, 1836).

Amphistomum ferrum-equinum Diesing, 1836.
Microrchis ferrum-equinum Daday, 1907, p. 488, pl. 24, fig. 27-29, pl. 25, fig. 1-6.
Microrchis ferrum-equinum Travassos, 1922, p. 20 (190).
Microrchis ferrum-equinum Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 43, fig. 142-143.
Chiorchis (Microrchis) ferrum-equinum Fukui, 1929, p. 328.
Pseudocladorchis ferrum-equinum Vaz, 1932, p. 18.

HABITAT: — Intestino de: *Catafractus corone* Natt.; *Doras costatus* (L.); *D. granulosus* Val.

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Dadaytrema Travassos, 1931.

Dadayia Travassos, 1921, p. 357, n. p,

Dadayia Travassos, 1922, p. 20.
Dadayia Fuhrmann, 1928, p. 102.
Dadayia Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 41.
Dadaytrema Travassos, 1931, p. 148.
Dadaytrema Vaz, 1932, p. 16 e 26.

Especie typo: — *D. oxycephala* (Diesing, 1836).

Paramphistomidae. Cladorchinae.—Corpo allongado. cylindrico. Acetabulo terminal, forte. Ventosa oral com diverticulos pequenos. Esophago com pharynge. Cecos sinuosos, terminando antes da zona acetabulaír. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos profundamente lobados e com campos coincidindo e zonas em contacto, pre-equatoriaes, na area intra-cecal e invadindo a area cecal. Canal de Laurer presente. Ovario post-equatorial e intra-cecal. Utero intracecal, post- e pre-ovariano, dorsal. Vitellinos extra-cecaes, post-equatoriaes, post-testiculares. Póro excretor post-equatorial. Systema lymphatico . . .

Habitat: — Intestino de peixes.

Especie typo: — *Dadaytrema oxycephalea* (Diesing, 1836).

Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).
(Figs. 42-43)

Amphistoma oxycephalum Diesing, 1836, p. 238.
Chiorchis oxycephalus Daday, 1907, p. 511, pl. 26, fig. 13-15, 18-20, 22, 23, 26-27, pl. 27, fig. 1-2, 5-8, pl. 28, fig. 1.
Chiorchis papillatus Daday, 1907, p. 520, pl. 26, fig. 16-17, 21, 24-25; Pl. 27, fig. 3-4.
Dadayia oxycephala Travassos, 1921, p. 357.
Dadayia oxycephala Travassos, 1922, p. 20 (190).
Dadayia oxycephala Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 41, fig. 140-141.
Chiorchis (Chiorchis) oxycephalus Fukui, 1929, p. 317.
Chiorchis (Chiorchis) papillatus Fukui, 1929, p. 327.
Dadaytrema oxycephala Vaz, 1932, p. 16, 26, fig. 5-9.

Habitat: — Intestino de: *Salmo* sp.; *Salminus maxilosus* (Cuv. & Val.); *Pimellodus megacephalus*; *Colossoma bidens* (Agass.); *Mylosoma aureum* (Spix); *Myletes torquatus* Kner.; *Piaractus brachypomus* (Cuv.); *Myleus* sp.; *Doras granulosus* Val.

Dist. geogr: — America do Sul.

Fig. 42 Fig. 43

Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836) seg. Daday.

Dadaytrema elongata Vaz, 1932.

Dadaytrema elongata Vaz, 1932, p. 17 e 28, fig. 10-13.

HABITAT: — Grosso intestino de *Myleus* sp.

DIST. GEOGR: — America do Sul.

Dadaytrema minima Vaz, 1932.

Dadaytrema minima Vaz, 1932, p. 17 e 30, fig. 14-17.

HABITAT: — Grosso intestino de *Myleus* sp.

DIST. GEOGR: — America do Sul.

Dadaytrema ? pangasii (Mac Callum), 1905).

Cladorchis pangasii Mac Callum, 1905, p. 668, fig. A.

Chiorchis (Chiorchis) pangasii Fukui, 1929, p. 327.

HABITAT: — Intestino de *Pangasius nasutus*.

DIST. GEOGR: — America do Sul.

Travassosinia Vaz, 1932.

Travassosinia Vaz, 1932, p. 19 e 32.

ESPECIE TYPO: — *T. dilatata* (Daday, 1907).

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo espesso, sub-globular. Acetabulo terminal, forte. Ventosa oral com diverticulos muito reduzidos. Esophago com pharynge. Cecos sinuosos, attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro — — . Testiculos profundamente lobados, equatoriaes, transversaes, intra-cecaes e invadindo as areas cecaes, com campos coincidindo e zonas em contacto. Canal de Laurer — —. Ovario post-testicular. Utero da zona ovariana á zona bifurcal, na area axtra-cecal, e intra-cecal, dorsal. Vitellinos cecaes, extra- e intra-cecaes, da zona do testiculo posterior ao fim da zona cecal. Systema lymphatico — — —

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Travassosinia dilatata* (Daday, 1907).

Travassosinia dilatata (Daday, 1907).
(Fig. 44)

Chiorchis dilatatus Daday, 1907, p. 516, pl. 27, fig. 9-11.
Chiorchis dilatatus Travassos, 1921, p. 357.
Chiorchis dilatatus Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 50, fig. 153.
Chiorchis (Chiorchis) dilatatus Fukui, 1929, p. 327.
Travassosinia dilatata Vaz, 1932, p. 19 e 32, fig. 18-20.

HABITAT: — Grosso intestino de *Piaractus brachyponus* (Cuv.); *Myleus sp.*.

DIST. GEOGR: — America do Sul.

Helostomatis Fukui, 1929.

Chiorchis (Helostomatis) Fukui, 1929, p. 327.

ESPECIE TYPO: — *H. helostomatis* (Mac Callum, 1905).

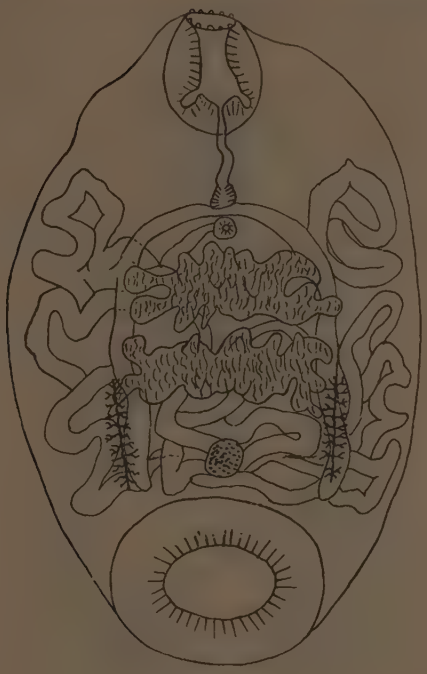


Fig. 44

Travassosinia dilatata (Daday, 1907) seg. Daday.

Paramphistomidae. Cladorchinae. — Corpo chato. Acetabulo terminal com 2 formações lateraes. Ventosa oral com longos diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos attingindo a zona acetabular. Póro genital com ventosa, mediano, pre-bifurcal. Bolsa do cirro — —. Testiculos lobados com zonas coincidindo e campos afastados, pre-equatoriaes. Canal de Laurer presente. Ovario post-equatorial, logo adiante da zona acetabular. Utero pre-ovariano, intra-cecal, inter-testicular. Vitellinos extra-cecaes, da zona bifurcal ao fim da zona cecal. Systema lymphatico...

HABITAT: — Estomago de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Helostomatis helostomatis* (Mac Callum, 1905).

Helostomatis helostomatis (Mac Callum, 1905).

(Fig. 45)

Cladorchis helostomatis Mac Callum 1905, p. 673, fig. B.

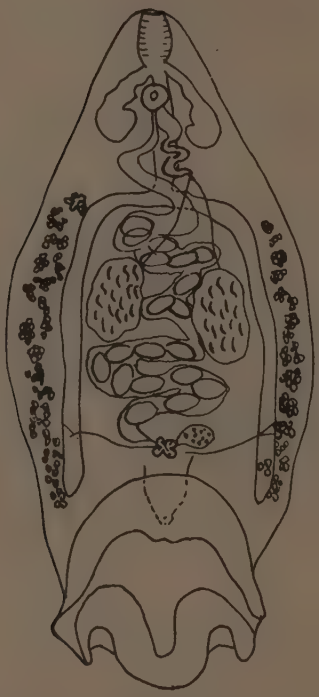


Fig. 45

Helostomatis helostomatis (Mac Callum, 1905) seg. Mac Callum.

Chiorchis (Helostomatis) helostomatis Fukui, 1929, p. 328.

HABITAT: — Estomago de *Helostoma temmincki*.

DIST. GEOGR.: — America do Sul.

Dadayius Fukui, 1929.

Dadayius Fukui, 1929, p. 332.
Dadayius Vaz, 1932, p. 18.

ESPECIE TYPO: — *D. marenzelleri* (Daday, 1907).

Paramphistomidae. Cladorchinae. Corpo sub-cylindrico. Acetabulo forte, terminal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos attingindo a área acetabular. Póro genital mediano, bifurcal, com ventosa. Bolsa do cirro ausente. Testiculos redondos, com campos coincidindo e zonas separadas. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular.

Utero pre-ovariano, dorsal. Vitellinos na área cecal e extra-cecal, desde a zona do testiculo posterior até a zona acetabular. Systema lymphatico.....

HABITAT — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Dadayius marenzelleri* (Daday, 1907).

Dadayius marenzelleri (Daday, 1907).
(Figs. 46-47)

Diplodiscus marenzelleri Daday, 1907, p. 473, pl. 24, fig. 4-10.
Diplodiscus marenzelleri Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 49, fig. 151-152.

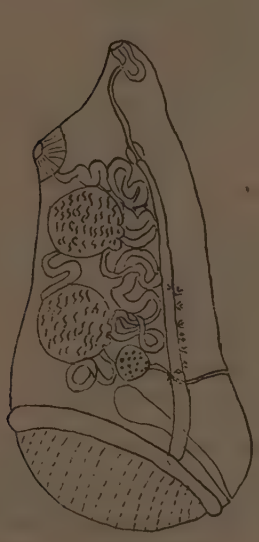


Fig. 46

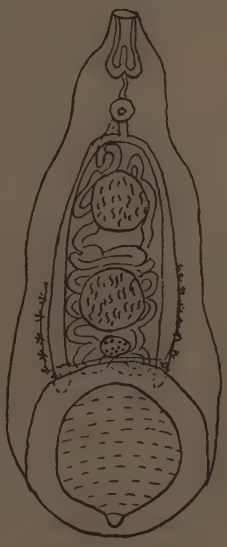


Fig. 47

Dadayius marenzelleri (Daday, 1907) seg. Daday.

Dadayius marenzelleri Fukui, 1929, p. 333.
Dadayius marenzelleri Vaz, 1932, p. 18.

HABITAT: — Tubo digestivo de: *Salmo sp.*

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Nematophila Travasoss, 1934

Nematophila Travassos, 1934, p. 268.

HABITAT: — Tubo digestivo de cheloneos.

ESPECIE TYPO: — *Nematophila grande* (Diesing, 1839).

Paramphistomidae, Cladorchinae. Corpo chato, escavado ventralmente. Acetabulo terminal, forte. Ventosa oral com diverticulos rudimentares na espessura das paredes. Esophago com pharynge forte e cylindrico. Cecos pouco sinuosos, attingindo a zona acetabular. Póro genital mediano, bifurcal, sem ventosa. Bolsa do cirro rudimentar. Testiculos ramificados, com campos e zonas em contacto ou coincidindo parcialmente. Ovario post-testicular. Utero dorsal. Vitellinos lateraes, extra-cecaes e da zona esophagiana até a zona acetabular, folliculos pequenos e numerosos. Systema lymphatico constituido pelo menos por 2 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Tubo digestivo de cheloneos.

ESPECIE TYPO: — *Nematophila grande* (Diesing, 1839).

Nematophila grande (Diesing, 1839)

(Fig. 48)

Amphistoma grande Diesing, 1839, p. 237, pl. 20, fig. 25-27.
Amphistoma grande Duj., 1845, p. 336.
Amphistomum grande Diesing, 1851, p. 406.
Amphistoma grande Leidy, 1888 p. 127, (1904, p. 213).
Amphistoma grande Brandes 1891, p. 17.
Amphistoma grande Braun, 1901, p. 55.
Amphistoma grande Looss, 142, p. 430, 437, 440.
Amphistoma grande Stunkard, 1917, p. 61.
Nematophila grande Travassos, 1934, p. 268, est. LI, fig. 5, est. LII, fig. 6.

HABITAT: — Intestino de: *Chelys fimbriata* (Schn.); *Hydraspis geoffroyana* (Schw.); *H. gibba* (Schw.); *H. schopfii* ?; *Podocnemis dumeriliana* Schw.; *P. expansa* (Schw.); *P. tracaxa* (Spix); *Rhinemys nasuta* (Schw.).

DISTR. GEOGR.: — Valle do Amazonas.

Zygocotylinae Ward, 1917

Zygocotylinae Ward, 1917, p. 3.
Zygocotylinae Ward, 1918, p. 388.
Zygocotylinae Nicoll, 1923, p. 172.
Zygocotylinae Stunkard, 1925, p. 147.
Zygocotylinae Fuhrmann, 1928, p. 102.
Zygocotylinae Bhalerao, 1931, p. 107.
Zygocotylinae Sprehn, 1932, p. 199.

Fig. 48

Nematophila grande (Diesing, 1859) seg. Travassos,

Genero typo: — *Zygocotyle* Stunkard, 1917.

Paramphistomoidea, Paramphistomidae. Corpo em fórma de concha tendo duas saliencias papilliformes atráz do acetabulo. Sem bolsa ventral. Acetabulo bem desenvolvido, terminal. Ventosa oral com diverticulos. Pharynge presente. Póro genital sem ventosa. Testiculos no mesmo campo. Ovario post-testicular. Cecos apenas attingindo a zona acetabular. Vitellinos lateraes, extra-cecaes. Bolsa do cirro ausente. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes um dorsal e dois ventraes.

HABITAT: — Intestino grosso de aves, mammiferos e peixes.

Genero typo: — *Zygocotyle* Stunkard, 1917.

Esta sub-familia approxima-se inteiramente de *Cladorchinae* da qual se distingue unicamente pelas formações papilliformes situadas atráz do acetabulo.

Zygocotyle Stunkard, 1917

Zygocotyle Stunkard, 1917, p. 351.
Zygocotyle Ward, 1918, p. 388.
Zygocotyle Nicoll, 1923, p. 172.
Zygocotyle Fuhrmann, 1928, p. 102.
Zygocotyle Fukui, 1929, p. 328.
Zygocotyle Sprehn, 1932, p. 199.
Zygocotyle Willey, 1933, p. 242.
Zygocotyle Travassos, 1933, p. 958.

Especie typo: — *Z. lunatum* (Diesing, 1835) (=*Zygocotyle ceratosa* Stunkard, 1917).

Paramphistomidae. Zygocotylinae. Corpo chato, escavado ventralmente e com 2 formações lateraes na porção posterior do acetabulo. Acetabulo forte, terminal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos largos e pouco sinuosos, apenas attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro ausente. Testiculos lobados, na metade anterior do corpo, com campos coincidindo e zonas separadas. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular. Utero com uma alça post-ovariana e a maior parte pre-ovariana, dorsal. Vitellinos lateraes, extra-cecaes, invadindo ligeiramente a area cecal, desde a zona esophagiana até metade da zona acetabular. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes, um dorsal e 2 ventraes.

Habitat: — Grosso intestino de aves, accidentalmente de mammiferos.

Especie typo: — *Zygocotyle lunatum* (Diesing, 1835).

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835)

(Figs. 49-52)

Amphistomum lunatum Diesing, 1835, p. 250.
Amphistomum lunatum Dujardin, 1845, p. 355.
Amphistomum lunatum Diesing, 1850, p. 405.
Amphistomum lunatum Fischoeder, 1902, p. 53.
Amphistomum lunatum Fischoeder, 1903, p. 640, pl. 31, fig. 105.
Zygocotyle ceratosa Stunkard, 1916, p. 21.
Zygocotyle ceratosa Stunkard, 1917, p. 71-72, fig. 72-79.
Zygocotyle ceratosa Ward, 1918, p. 388, fig. 674.
Chiorchis lunatus Travassos, 1921, p. 357.
Zygocotyle lunatum Nicoll, 1923, p. 172.
Zygocotyle ceratosa Nicoll, 1923, p. 181 (erro)
Amphistoma lunatum Stunkard, 1925, p. 147.
Zygocotyle lunatum Price, 1928, p. 911, fig. 1.

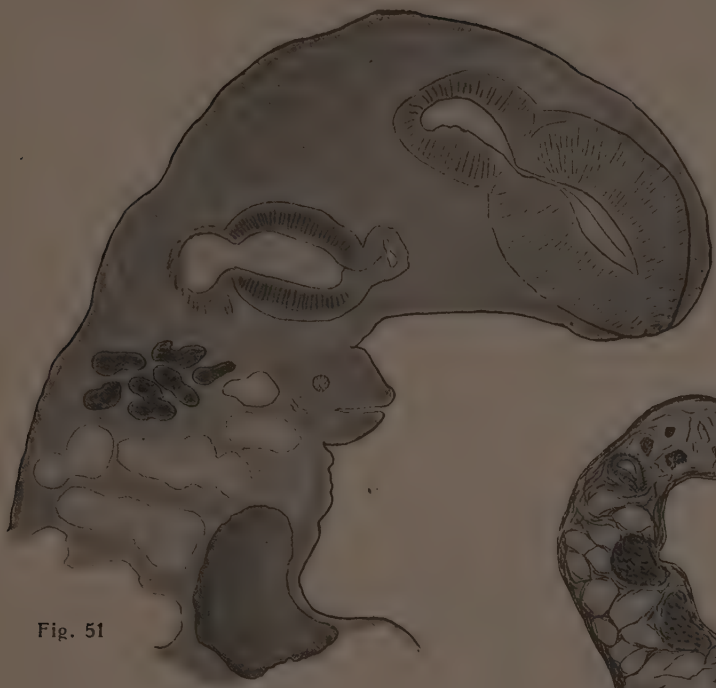


Fig. 51

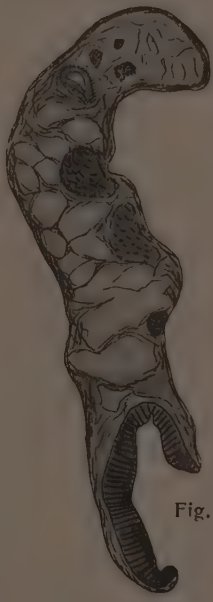


Fig. 50

Fig. 52

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835). Original.

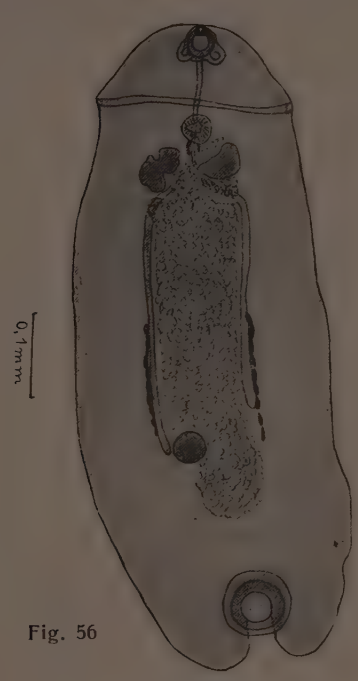


Fig. 56

Fig. 49

Fig. 57

Fig. 49. — *Zygoc. lunatum* (Diesing, 1835). Original.
Fig. 56 - 57 — *Kalitrema kalitrema* Trav. 1933. Orig.

Zygocotyle ceratosa Fukui, 1929, p. 312, 328.
Zygocotyle ceratosa Sprehn, 1932, p. 200.
Zygocotyle lunatum Sprehn, 1932, p. 199, fig. 130.
Zygocotyle lunatum Willey, 1933, p. 242, fig. 1-3.
Zygocotyle lunatum Travassos, 1933, p. 958, t. f.
Zygocotyle lunatum Ferreira, 1933, p. 172.

HABITAT: — Ceco de: *Sarcidiornis melanota* Perm.; (*A. ipeculire*) *Nettion brasiliense* (Briss.); *Cairina moschata fer.* (L.); *C. moschata dom.*; *Ochthodromus wilsonii* Viell.; *Dorcelaphus dichotomus* Illig.; *Anser anser dom.* Brün. *Gallinago delicata* Ord. *Niroca americana* Bp.; *Nettion carolinensis* Gm.; *Bos taurus* L.; (*Anas platyrhynchus*) = *Spatula clypeata* Briss. ?; *Gallus gallus dom.* L.; *Numenius arquata* (L.).

DISTR. GEOGR.: — America do Sul e Norte.

Sobre esta especie publicamos recentemente no C. R. Soc. Biol. uma nota referindo o parasitismo deste interessante Paramphistomideo em aves domesticas. Fizemos uma resumida descrição do material, que transcrevemos em seguida:

Comprimento 5,5 a 7,0 mm.; largura 12,0 a 12,5 mm.. Ventosa oral com 0,42 por 0,42 mm.; diverticulo da ventosa oral com 0,21 mm. de comprimento por 0,10 mm. de largura maxima; acetabulo com 1,22 a 1,7 mm. de diametro longitudinal por 0,9 a 1,2 mm. de diametro transversal; pharynge com 0,26 mm. de comprimento por 0,21 mm. de diametro transversal; cecos apenas attingindo a zona acetabular; testiculos lobados, de maior diametro transversal, medindo cerca de 0,78 a 0,92 mm. de maior diametro por 0,25 a 0,68 mm. de diametro longitudinal; ovario lobado tendo igualmente o maior diametro transversal e medindo cerca de 0,65 mm. por 0,31 mm.; ovos operculados com 0,120 mm. por 0,080 mm. O acetabulo (fig. 49) apresenta as saliencias papilliformes que caracterizam a sub-familia, é forte e terminal. A papilla genital é nitida em córtes histologicos (fig. 51) tendo o orificio macho situado adiante do orificio femea. Acreditamos que esta papilla genital apenas se torne saliente durante a actividade sexual, sendo retrahida em condições normaes, de maneira a existir um atrio genital. A bolsa do cirro não existe, ficando o póro genital logo abaixo da bifurcação do tubo digestivo. Vesicula seminal longa e enovelada (fig. 52). Além dos hospedadores verificados e referidos em nossa nota anterior foi registrado muito recentemente, por W. Ferreira, o parasitismo da gallinha.

Stunkardia Bhalerao, 1931

Stunkardia Bhalerao, 1931, p. 107.

ESPECIE TYPO: — *S. dilymphosa* Bhalerao, 1931.

Paramphistomidae. Zygocotylinae. Corpo allongado, com duas saliencias posteriores post-acetabulares. Acetabulo forte, terminal. Ventosa oral com diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos sinuosos, extendendo-se até attingir a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Bolsa do cirro.... Testiculos lobados, medianos, com campos coincidindo e zonas afastadas. Canal de Laurer... Ovario post-testicular. Utero pre-ovariano, intra-cecal. Vitellinos....

Systema lymphatico constituido por 2 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Cloaca de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Stunkardia dilymphosa* Bhalerao, 1931.

Stunkardia dilymphosa Bhalerao, 1931

(Fig. 53)

Stunkardia dilymphosa Bhalerao, 1931, p. 103, figs. 3-5.

Fig. 53

Stunkardia dilymphosa Bhalerao, 1931, seg. Bhalerao.

Stunkardia dilymphosa Willey, 1933, p. 245.

HABITAT: — Reto de *Batagus basca*

DISTR. GEOGR.: — India.

Balanorchinae Stunkard, 1925

Balanorchinae Stunkard, 1925, p. 147.
Balanorchinae Fuhrmann, 1928, p. 102.
Balanorchinae Fukui, 1929, p. 315.
Balanorchinae Sprehn, 1932, p. 200.

Genero typo: — *Balanorchis* Fischoeder, 1901.

Paramphistomoidea. Paramphistomidae. Corpo sub-elipsoide, sem bolsa ventral. Acetabulo pouco desenvolvido, terminal. Ventosa oral com diverticulos. Pharynge ausente. Ventosa genital presente. Testiculos na mesma zona e com campos em contacto ou ligeiramente afastados. Ovario pre-testicular. Vitellinos extra-e intra-cecaes. Utero pre-testicular. Bolsa do cirro presente. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

Genero typo: — *Balanorchis* Fischoeder, 1901.

O genero que constitue esta sub-familia se approxima muito dos *Cladorchinae* dos quaes se afasta unicamente pela situação pre-testicular do ovario.

Balanorchis Fischoeder, 1901

Balanorchis Fischoeder, 1901, p. 374.
Balanorchis Fischoeder, 1903, p. 633.
Balanorchis Stiles & Goldberger, 1910, p. 247.
Verdunia Lahille & Joan, 1917, p. 218.
Verodunia Lahille & Joan, 1917, p. 219, nota.
Balanorchis Travassos, 1921, p. 357.
Balanorchis Maplestone, 1923, p. 165.
Verodunia Nicoll, 1923, p. 241.
Balanorchis Stunkard, 1925, p. 147.
Balanorchis Fuhrmann, 1928, p. 102.
Verodunia Fuhrmann, 1928, p. 102.
Balanorchis Baylis, 1929, p. 58.
Balanorchis Sprehn, 1932, p. 200.

ESPECIE TYPO: — *B. anastrophus* Fischoeder, 1901.

Paramphistomidae. Balanorchinae. Corpo sub-ellipsoide. Acetabulo regular, terminal. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago sem pharynge.

Cecos longos e sinuosos, attingindo a zona acetabular. Póro genital com ventosa, mediano, post-bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos ellipsoides, post-equatoriaes, com zonas coincidindo e campos em contacto ou ligeiramente afastado. Ovario pre-testicular. Utero pre-testicular. Vitellinos lateraes, extra e intra-cecaes, da zona bifurcal á zona acetabular. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Estomago de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Balanorchis anastrophus* Fischoeder, 1901.

Balanorchis anastrophus Fischoeder, 1901.

(Figs. 54-55)

Balanorchis anastrophus Fischoeder, 1901, p. 375.
Balanorchis anastrophus Fischoeder, 1903, p. 634, pl. 31, fig. 101-101, tf. R.

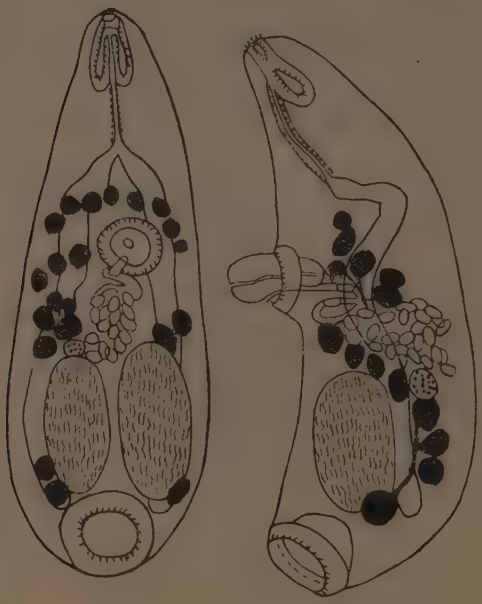


Fig. 54 Fig. 55

Balanorchis anastrophus Fischoeder, 1901 seg. Fischoeder.

Balanorchis anastrophus Stiles & Goldberger, 1910, p. 247.
Verdunia tricoronata Lahille & Joan, 1917, p. 218, 5 fig. test.
Verodunia tricoronata Nicoll, 1923, p. 241.

Verodunia tricoronata Lahille & Joan, 1917, p. 719, nota.
Verodunia tricoronata Lahille, 1918, p. 329.
Balanorchis anastrophus Travassos, 1922, p. 20 (190)
Balanorchis anastrophus Maplestone, 1923, p. 165.
Balanorchis anastrophus Baylis, 1929, p. 58, fig. 34.
Balanorchis anastrophus Fukui, 1929, p. 315.
Balanorchis anastrophus Sprehn, 1932, p. 201.

HABITAT: — Estomago de *Dorcelaphus dichotomus* Illig.; *Bos taurus* L.

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Kalitrematinae Travassos, 1933

Kalitrematinae Travassos, 1933, p. 839.

Genero typo: — *Kalitrema* Trav., 1933.

Paramphistomoidea. Paramphistomidae. Corpo achatado, com extremidade anterior dilatada a maneira dos *Pronocephalidae* e com a extremidade posterior formando 2 lobos semi-circulares. Sem bolsa ventral. Acetabulo pequeno, situado entre os prolongamentos da extremidade posterior do corpo. Ventosa oral com diverticulos. Pharynge ausente. Ventosa genital presente, pre-bifurcal. Testiculos lobados, extra-cecaes, ao nivel da bifurcação intestinal, com campos afastados e zonas coincidindo. Ovario post-testicular, ao nivel da terminação cecal. Vitellinos extra-cecaes, na parte média do corpo. Bolsa do cirro ausente. Cecos sub-rectilineos, terminando muito antes da zona acetabular. Utero intra-cecal, post-testicular. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Intestino de peixes.

Genero typo: — *Kalitrema* Travassos, 1933.

Kalitrema Travassos, 1933

Kalitrema Travassos, 1933, p. 839.

ESPECIE TYPO: — *K. kalitrema* Travassos, 1933.

Com os caracteres da sub-familia.
ESPECIE TYPO: — *Kalitrema kalitrema* Travassos, 1933.

Kalitrema kalitrema Travassos, 1933
(Estampa 2 figs. 56-57)

Kalitrema kalitrema Travassos, 1933, p. 839, fig. t.

Transcrevemos a descripção anteriormente feita:

Comprimento 7 a 8,7 mm.; largura maxima 2,6 a 3 mm..

A extremidade anterior do corpo tem uma fórma curiosa e é separada do resto do corpo por uma saliencia circular situada a 0,8 a 0,9 mm. da extremidade. A extremidade posterior apresenta dois lobos semi-circulares na união dos quaes fica situado o acetabulo, que mede 0,76 a 0,78 mm. de diametro. Ventosa oral com 0,36 a 0,39 mm. de diametro, apresentando diverticulos posteriores de cerca de 0,13 mm. de comprimento. Esophago longo, sem pharynge e medindo cerca de 0,78 a 1,3 mm. de comprimento. Cecos pouco amplos, sub-rectilineos, ligeiramente desiguaes. Medem cerca de 2,8 a 3,0 mm. de comprimento e não attingem a zona acetabular. Póro genital pre-bifurcal, provido de forte ventosa, de 0,31 a 0,39 mm. de diametro. Bolsa do cirro ausente. Vesicula seminal enovelada, pequena. Testiculos pre-equatoriaes, com zonas coincidindo e com campos afastados, extra-cecaes, ao nivel da bifurcação intestinal, lobados, medem 0,57. por 0,39 a 0,44 mm. de diametro. Ovario redondo, ao nivel da terminação cecal, na area intra cecal, mede 0,35 a 0,36 mm. de diametro. Vitellinos constituidos por folliculos dispostos em série, na área cecal e extra-cecal, anteriormente attinge o meio da zona cecal e posteriormente o nivel da terminação cecal. Utero intra-cecal, posteriormente vae abaixo da zona cecal e anteriormente ultrapassa a zona bifurcal. Ovos relativamente volumosos, de casca delgada, medem cerca de 0,160 a 0,168 mm. por 0,096 a 0,112 mm.

Habitat: — Intestino delgado de *Plecostomus punctatus* Cuv. & Val.

Proveniencia — Rio Parahiba - (Estação de Pinheiros) Estado do Rio. Brasil.

A determinação do hospedador nos foi dada pelo colleccionador do material, o medico veterinario Ascanio de Faria.

Diplodiscinae Cohn, 1904

Diplodiscinae Cohn, 1904, p. 242.
Diplodiscinae Luehe, 1909, p. 38.
Diplodiscinae Stiles & Goldberger, 1910, p. 247.
Cladorchinae Johnston, 1912, p. 302, p.p.
Diplodiscinae Ward, 1918, p. 387.
Diplodiscinae Stunkard, 1925, p. 146.
Diplodiscinae Fuhrmann, 1928, p. 101.
Diplodiscinae Fukui, 1929, p. 330.

Genero typo: — *Diplodiscus* Diesing, 1836.

Paramphistomoidea. Paramphistomidae. Corpo sub-pyriforme, sem bolsa ventral. Acetabulo muito desenvolvido tendo no interior uma forma-

ção saliente, de modo a constituir uma ventosa interna, ou sendo dividido por um septo muscular transversal. Ventosa oral com diverticulos. Pharynge presente. Ventosa genital ausente. Testiculos fusionados, raramente mente separados, redondos, equatoriaes. Ovario post-testicular, ao nivel da terminação cecal. Vitellinos extra-cecaes, cecaes e intra-cecaes. Bolsa do cirro pequena. Cecos largos e curtos, geralmente terminando antes da zona acetabular. Utero intra-cecal, raramente invadindo a area cecal. Systema lymphatico com 4 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Intestino de batrachios e reptis.

Genero typo: — *Diplodiscus* Diesing, 1836.

Na diagnose de *Opisthodiscus* é referida a ausencia de pharynge, o que é pouco provavel que corresponda á realidade.

Diplodiscus Diesing, 1836

Diplodiscus Diesing, 1836.
Diplodiscus Cohn, 1904, p. 242.
Diplodiscus Daday, 1907, p. 473.
Diplodiscus Luehe, 1909, p. 38.
Diplodiscus Stiles & Goldberger, 1910, p. 248.
Diplodiscus Ward, 1918, p. 387, p.p.
Diplodiscus Stunkard, 1925, p. 146.
Diplodiscus Holl, 1928, p. 176.
Diplodiscus Fuhrmann, 1928, p. 101.
Diplodiscus Fukui, 1929, p. 331.
Diplodiscus Hunter, 1930, p. 78, p.p.
Diplodiscus Vaz, 1932, p. 18.

ESPECIE TYPO: — *D. subclavatus* (Goeze, 1782).

Paramphistomidae. *Diplodiscinae*. Corpo pyriforme. Acetabulo muito grande e terminal, apresentando no centro da cavidade uma segunda ventosa. Ventosa oral com diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos subrectilineos, largos e terminando antes da zona acetabular. Póro genital mediano, bifurcal, sem ventosa. Bolsa do cirro presente. Testiculos duplos nos jovens, reunidos em uma só massa glandular com 2 canaes deferentes no adulto, intra-cecal, sub-equatorial. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular, intra-cecal. Utero pre-e post-ovariano. Vitellinos lateraes, na area extra-cecal e cecal tendo alguns folliculos na area intra-cecal, desde a zona esophagiana até a zona acetabular. Vesicula excretora post-equatorial. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Grosso intestino, raramente int. delgado de batrachios.

ESPECIE TYPO: — *Diplodiscus subclavatus* (Goeze, 1782).

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782)

(Fig. 58)

Planaria subclavata Goeze, 1782.
Amphistomum subclavatum Looss, 1892, p. 147, pl. 19-20.
Diplodiscus subclavatus Luehe, 1909, p. 38, fig. 42.
Diplodiscus subclavatus Stiles & Goldberger, 1910, p. 248.
Diplodiscus subclavatus Stunkard, 1917, p. 61.
Diplodiscus subclavatus Nicoll, 1926, p. 16.
Diplodiscus subclavatus Takahashi, 1927, p. 278.

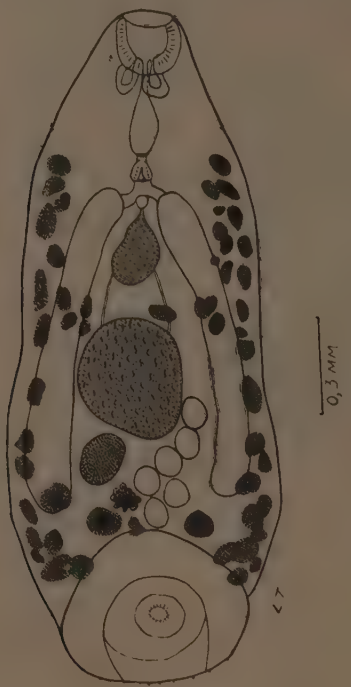


Fig. 58

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782) Orig.

Diplodiscus subclavatus Joyeux & Baer, 1928, p. 214.
Diplodiscus subclavatus Joyeux, Gendre & Baer, 1928, p. 10.
Diplodiscus subclavatus Fukui, 1929, p. 331, p.p.
Diplodiscus subclavatus Brumpt, 1929, p. 268.

Diplodiscus subclavatus Joyeux, 1929, p. 183.
Diplodiscus subclavatus Hunter, 1930, 78.

PARTENITAS:

Redia gracilis Fil., 1854.
Cercaria diesingi Filippi, 1854.
Cercaria diplocotylea Pagenstecher, 1857.
Redia gracilis Luehe, 1909, p. 39.
Cercaria diplocotylea Luehe, 1909, p. 39.
Cercaria diplocotylea Sewell, 1922, p. 80.
Cercaria diplocotylea Brumpt, 1929, p. 268.

HABITAT: — Recto de *Rana esculenta* L.; *R. temporaria* L.; *Bombinator igneus* Laur.; *Bufo vulgaris* Laur.; (*B. variabilis*)=*Bufo viridis* Laur.; *Hyla arborea* (L.); *Molge vulgaris* (L.); *M. alpestris* (Laur.); *Bufo regularis* Reuss.

PARTENITAS: *Planorbis nitidus*;, *P. vortex*; *P. rotundatus*; *P. planorbis*; *P. atticus*; *P. compressus*; *P. spirorbis*; *P. contortus*; *Segmentina mica.*

DISTR. GEOGR.: — Europa e Africa (Norte).

Diplodiscus megalochrus Johnston, 1912

Diplodiscus megalochrus Johnston, 1912, p. 302, fig. 3, 29, 31-42.
Diplodiscus megalochrus Stunkard, 1917, p. 61.
Diplodiscus subclavatus Fukui, 1929, p. 331, p.p.

HABITAT: — Grosso intestino de *Hyla aurea* Less; *Lymnodynastes peronii* (Dum. & Bibr.).

DISTR. GEOGR.: — Australia.

Diplodiscus microchus Johnston, 1912

Diplodiscus microchus Johnston, 1912, p. 307, fig. 30.
Diplodiscus microchus Stunkard, 1917, p. 61.
Diplodiscus subclavatus Fukui, 1929, p. 331, p.p.

HABITAT: — Grosso intestino de *Hyla ewingii* Dum. & Bibr.; *Lymnodynastes tasmaniensis* Gthr.

DISTR. GEOGR.: — Australia.

Diplodiscus doyeri Ortlepp, 1926

Diplodiscus subclavatus Grobbelaar, 1922, p. 193.
Diplodiscus doyeri Ortlepp, 1926, p. 138, fig. 5-6.

HABITAT: — Recto de *Xenopus laevis*.

DISTR. GEOGR.: — Africa.

Diplodiscus pygmaeus Lutz, 1928

Diplodiscus pygmaeus Lutz, 1928, p. 102, Pl. 24, fig. 5-6.

HABITAT: — Recto de *Pseudis paradoxa* (L.).

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Diplodiscus amphichrus Tubangui, 1933

Diplodiscus amphichrus Tubangui, 1933, p. 167, Pl. I, fig. 1-2.

HABITAT: — Recto e raramente intestino delgado de *Rana sp.*

DISTR. GEOGR.: — Philippinas.

Diplodiscus ? cornu (Diesing, 1836)

Amphistoma cornu Diesing, 1836.
Diplodiscus cornu Daday, 1907, p. 478, pl. 24, fig. 11-15.
Diplodiscus cornu Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 18, fig. 149-150.
Diplodiscus cornu Fukui, 1929, p. 331.
Diplodiscus cornu Vaz, 1932, p. 18.

HABITAT: — Tubo digestivo de *Doras dorsalis* Val.

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Megalodiscus Chandler, 1923

Megalodiscus Chandler, 1923, p. 4.
Diplodiscus Cort, 1926, p. 180, p.p.
Diplodiscus Fuhrmann, 1928, p. 101, p.p.
Opisthodiscus Holl, 1928, p. 175, p.p.
Diplodiscus Fukui, 1929, p. 331, p.p.
Diplodiscus Hunter, 1930, p. 77, p.p.
Megalodiscus Harwood, 1932, p. 7.

ESPECIE TYPO: — *M. americanus* Chandler, 1923.

Paramphistomidae. Diplodiscinae. Corpo sub-pyriforme. Acetabulo terminal, muito grande, e tendo no interior uma formação muscular constituindo uma ventosa central. Ventosa oral com diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos sub-rectilineos, largos, apenas attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa. Bolsa do cirro presente. Testiculos redondos, não fusionados no adulto, com campos e zonas em contacto ou coincidindo parcialmente. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular.

Utero post- e pre-ovariano, dorsal. Vitellinos na area cecal e extra-cecal, com alguns folliculos na area intra-cecal, do meio da zona do testiculo posterior até pouco abaixo da zona ovariana. Póro excretor post-equatorial. Systema lymphatico constituido por 4 pares de troncos longitudinaes: um dorsal e outro ventral na area cecal e uma na area extra-cecal e outro na area intra-cecal.

HABITAT: — Grosso intestino de batrachios.

ESPECIE TYPO: — *Megalodiscus americanus* Chandler, 1923.

Megalodiscus americanus Chandler, 1923

(Figs. 59-60)

Megalodiscus americanus Chandler, 1923, p. 5, pl. 2, fig. 3-5.
Diplodiscus americanus Fukui, 1929, p. 331.
Opisthodiscus americanus Hunter, 1930, p. 78.
Megalodiscus americanus Harwood, 1932, p. 7.

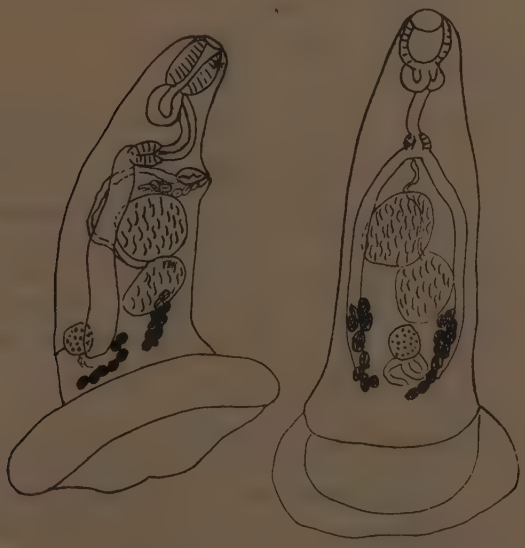


Fig. 59 Fig. 60

Megalodiscus americanus Chandler, 1923, seg. Chandler.

HABITAT: — Recto de *Amphiuma means* Gar.; *Rana sphenocephala*.

DIST. GEOGR.: — America do Norte.

Megalodiscus temperatus (Stafford, 1905)

Diplodiscus temperatus Stafford, 1905, p. 689.
Diplodiscus temperatus Cary, 1909, p. 595, pl. 30-33.
Diplodiscus temperatus Cort, 1915, p. 24 etc., pl. 3, fig. 28.
Diplodiscus temperatus Stunkard, 1917, p. 61.
Diplodiscus temperatus Ward, 1918, p. 387, fig. 672.
Megalodiscus ranophilus Millzner, 1924, p. 325.
Diplodiscus temperatus Chapin, 1926, p. 180.
Opisthodiscus americanus Holl, 1928, p. 78.
Diplodiscus temperatus Fukui, 1929, p. 331.
Diplodiscus temperatus Hunter, 1930, p. 78.
Diplodiscus temperatus Willey, 1930, p. 15, pl. I, fig. 2.
Opisthodiscus americanus Hunter, 1930, p. 79.
Megalodiscus temperatus, Harwood, 1932, p. 7.
Cercaria inhabilis Cort, 1914, p. 68 (vide Cercaria).

HABITAT: — Intestino de *Rana virescens*; *R. stenocephala*; *R. catestiana* Schaw.; *R. areolata* Baird & Gir.; (*R. clamitans*)=*Rana clamata* Günth.; *Pseudacris triseriata*; *Hyla cinerea* Schneid.; *Triturus viridescens* (Rafin).

PARTENITAS EM:

Planorbis trivolvis.

DISTR. GEOGR.: — America do Norte.

Megalodiscus intermedius (Hunter, 1930)

Diplodiscus intermedius Hunter, 1930, p. 74, pl. 9.
Megalodiscus intermedius Harwood, 1932, p. 7.

HABITAT: — Grosso intestino de *Rana catesbiana* Shaw.

DISTR. GEOGR.: — America do Norte.

Megalodiscus montezumae n. sp.

Diplodiscus temperatus Sokoloff & Caballero, 1933, p. 15, fig. 1-5.

HABITAT: — Intestino de *Rana montezumae* Baird.

DISTR. GEOGR.: — Mexico.

Essa especie Sokoloff & Caballero descreveram sob o nome de *Diplodiscus temperatus* Staff. Não nos parece que corresponda exactamente á essa especie, nem a qualquer outra descripta, assim consideramos, com re-

servas, como especie distincta, para a qual propomos o nome de *Megalodiscus montezumae.*

Resumimos em seguida a descripção de Sokoloff & Caballero.

Comprimento: 3 a 6 m/m.; largura maxima: 2 mm. Acetabulo grande, com uma papilla mediana, mede 1,10 mm. de diametro e apresenta complicada rêde de canaliculos; ventosa oral terminal com 0,3 mm. de diametro; diverticulos da ventosa oral pouco desenvolvidos; esophago com 0,62 mm. de comprimento; cecos extendendo-se até a zona acetabular; póro genital bifurcal, mediano; bolsa do cirro presente; testiculos de tamanhos differentes, situados obliquamente; ovario mediano, abaixo do testiculo posterior; vitellinos lateraes, divididos em 2 grupos, um anterior e outro posterior; canal de Laurer presente; utero intra-cecal; ovos com 0,170 por 0,110 mm.

HABITAT: — Cloaca de *Rana montezumae* Baird.

DISTR. GEOGR.: — Mexico.

Opisthodiscus Cohn, 1904

Opisthodiscus Cohn, 1904, p. 243.
Opisthodiscus Luehe, 1909, p. 39.
Opisthodiscus Stiles & Goldberger, 1910, p. 248.
Opisthodiscus Stunkard, 1925, p. 146.
Opisthodiscus Holl, 1928, p. 176.
Opisthodiscus Fuhrmann, 1928, p. 101.
Opisthodiscus Fukui, 1929, p. 331.
Opisthodiscus Hunter, 1930, p. 78, p.p.

TYPO: — *O. diplodiscoides* Cohn, 1094.

Paramphistomidae. Diplodiscinae. Corpo piriforme. Acetabulo com uma projecção central formando uma pequena ventosa. Ventosa oral com diverticulos. Esophago sem pharynge. Cecos longos, de comprimentos diversos. Póro genital sem ventosa. Bolsa do cirro longa e estreita. Testiculos parcialmente post-ovarianos. Ovario na zona acetabular. Vitellinos lateraes, da zona esophagiana á zona acetabular. Systema lymphatico. . . . . .

HABITAT: — Grosso intestino de batrachios.

ESPECIE TYPO: — *Opisthodiscus diplodiscoides* Cohn, 1904.

Opisthodiscus diplodiscoides Cohn, 1904

(Fig. 61)

Opisthodiscus diplodiscoides Cohn, 1904, p. 240, pl. XI, fig. 6-8.
Opisthodiscus diplodiscoides Luehe, 1909, p. 40.
Opisthodiscus diplodiscoides Stiles & Goldberger, 1910, p. 248.

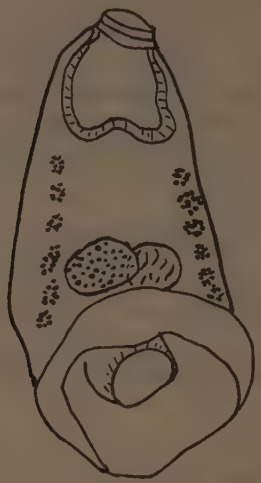


Fig. 61

Opistodiscus diplodiscoides Cohn, 1904 seg. Cohn.

Opisthodiscus diplodiscoides Nicoll, 1926, p. 16.
Opisthodiscus diplodiscoides Fukui, 1929, p. 332.
Opisthodiscus diplodiscoides Hunter, 1930, p. 79.

HABITAT: — Grosso intestino de *Rana esculenta* L.

DISTR. GEOGR.: — Europa.

Cataldiscus Cohn, 1904

Cataldiscus Cohn, 1904, p. 243.
Cataldiscus Stiles & Goldberger, 1910, p. 248.
Cataldiscus Stunkard, 1925, p. 146.
Cataldiscus Fuhrmann, 1928, p. 101.
Cataldiscus Holl, 1928, p. 178.
Cataldiscus Fukui, 1929, p. 332.

Especie typo: *C. dolichocotyle* (Cohn, 1903).

Paramphistomidae. Diplodiscinae. Corpo sub-pyriforme. Acetabulo forte, com uma divisão mediana transversal formando duas cavidades. Ventosa oral com diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos curtos, largos e terminando antes da zona acetabular. Póro genital mediano, bifurcal, sem ventosa. Bolsa do cirro presente. Testiculo unico, intra-cecal. Ovario post-testicular, sub-lateral, parcialmente na zona testicular. Vitellinos lateraes, post-cecaes, nos campos cecaes, parcialmente na zona ovariana e acetabular. Systema lymphatico. . . . . .

Habitat: — Intestino de ophidios e batrachios.

Especie typo: *Catadiscus dolichocotyle* (Cohn, 1903).

Catadiscus dolichocotyle (Cohn, 1903)

(Fig. 62)

Amphistoma dolichocotyle Cohn, 1904, p. 37, fig. 3.
Catadiscus dolichocotyle Cohn, 1904, p. 243.

Fig. 62

Catadiscus dolichocotyle (Cohn, 1903) seg. Cohn.

Catadiscus dolichocotyle Stiles & Goldberger, 1910, p. 249.
Catadiscus dolichocotyle Stunkard, 1917, p. 63.
Catadiscus dolichocotyle Fukui, 1929, p. 332.

HABITAT: — *Herpetodryas fuscus*.

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Cataldiscus cohni Travassos, 1926

Cataldiscus cohni Travassos, 1926, p. 278, fig. t.

HABITAT: — Grosso intestino de *Bufo marinus* (L.).

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Brumptinae Stunkard, 1925

Brumptinae Stunkard, 1925, p. 147.
Brumptinae Fuhrmann, 1928, p. 102.
Brumptinae Stunkard, 1929, p. 258.
Brumptinae Fukui, 1929, p. 314.

GENERO TYPO: — *Brumptia* Trav. 1921.

Paramphistomoidea. Paramphistomidae. Corpo sub-pyriforme com 2 prolongamentos posteriores em fórma de orelhas. Acetabulo ao nivel da inserção dos prolongamentos auriculares, pequeno. Sem bolsa ventral. Ventosa oral com diverticulos. Pharynge ausente. Ventosa genital presente. Testiculos lobados com campos em contacto e zonas coincidindo. Ovario post-testicular. Vitellinos lateraes, situados nos prolongamentos auriculares do corpo. Bolsa do cirro presente, muito desenvolvida. Cecos largos e sinuosos, atravessando toda a zona acetabtular. Systema lymphatico complexo.

HABITAT: — Tubo digestivo de mammiferos.

GENERO TYPO: — *Brumptia* Trav. 1921.

Brumptia Travassos, 1921

Cladorchis Mac Callum, 1917, p. 866, p. p.
Brumptia Travassos, 1921, p. 357.
Brumptia Maplestone, 1923, p. 196.
Brumptia Stunkard, 1928, p. 102.
Brumptia Stunkard, 1929, p. 258.
Brumptia Fukui, 1929, p. 315.

ESPECIE TYPO: — *B. bicaudata* (Poirier, 1908) (=*Brumptia gigas* (Mac Callum, 1917).

Paramphistomidae. Brumptinae. Corpo sub-pyriforme com 2 formações ventraes posteriores em fórma de orelha. Acetabulo pequeno, entre as formações auriculares. Ventosa oral com diverticulos muito desenvolvidos. Esophago sem pharynge. Póro genital com ventosa, mediano, post-bifurcal. Bolsa do cirro presente, enorme. Testiculos lobados com zonas coincidindo e campos em contacto, intra-cecaes e parcialmente cecaes. Utero dorsal. Ovario post-testicular. Vitellinos nas formações auriculares do corpo, arborescentes. Systema lymphatico complexo.....

HABITAT: — Tubo digestivo de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Brumptia bicaudata* (Poirier, 1908).

Brumptia bicaudata (Poirier, 1908)

(Fig. 63)

Amphistoma bicaudata Poirier, 1908, p. 258.
Cladorchis gigas Mac Callum, 1917, p. 867, tf. 1, pl. 108-110.

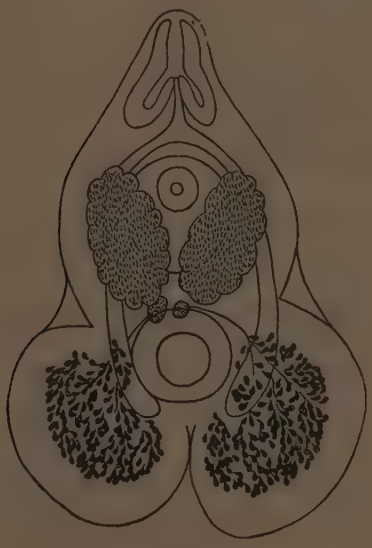


Fig. 63

Brumptia bicaudata (Poirier, 1908) seg. Travassos.

Brumptia gigas Travassos, 1921, p. 357, fig. 1.
Brumptia gigas Maplestone, 1923, p. 196. fig. 30-32; pl. 8.
Brumptia gigas Joyeux & Mathias, 1926, p. 335.

Brumptia bicaudata Stunkard, 1926, p. 165.
Brumpita bicaudata Stunkard, 1929, p. 258, fig. 27.
Brumptia gigas Fukui, 1929, p. 315.

HABITAT: — *Loxodon africanus* Blum.; *Rhynoceros sp.*

DISTR. GEOGR.: Africa.

Gastrodiscidae Stiles & Goldberger, 1910

Gastrodiscinae Monticelli, 1892, p. 214.
Gastrodiscidae Stiles & Goldberger, 1910, p. 249.
Gastrodiscidae Nicoll, 1923, p. 242.
Gastrodiscidae Maplestone, 1923, p. 187.
Cladorchinae Railliet, 1924, p. 601, p.p.
Gastrodiscinae Stunkard, 1925, p. 146.
Gastrodiscidae Bhalerao, 1926, p. 193.
Paramphistomidae Poche, 1926, p. 219, p.p.
Gastrodiscinae Fuhrmann, 1928, p. 102.
Gastrodiscinae Stunkard, 1929, p. 262.
Gastrodiscidae Fukui, 1929, p. 322.
Gastrodiscidae Faust, 1929, p. 87, 156, 159.
Gastrodiscidae Badanine, 1929, p. 515.
Gastrodiscinae Dollfus, 1932, p. 558.
Gastrodiscinae Sprehn, 1932, p. 197.

GENERO TYPO: — *Gastrodiscus* Leuckart, 1877.

Paramphistomoidea. Corpo dilatado posteriormente, dividindo-se nitidamente em um segmento anterior e outro posterior. Face ventral da porção posterior transformada em orgão de fixação e provida de formações papiliformes. Bolsa ventral ausente. Acetabulo relativamente pequeno. Testiculos, ovario e utero intra-cecaes. Ventosa oral com diverticulos posteriores. Pharynge ausente ou rudimentar. Testiculos no mesmo campo ou situados obliquamente ao eixo longitudinal. Abertura genital mediana situada na base do segmento anterior do corpo. Systema lymphatico complexo.

HABITAT: — Grosso intestino, raramente, canaes biliares de mammiferos.

GENERO TYPO: — *Gastrodiscus* Leuckart, 1877.

Gastrodiscus Leuckart, 1877

Gastrodiscus Leuckart, 1877.

Gastrodiscus Fischoeder, 1901, p. 374.
Gastrodiscus Fischoeder, 1903, p. 627.
Gastrodiscus Stiles & Goldberger, 1910, p. 252.
Gastrodiscus Maplestone, 1923, p. 187.
Gastrodiscus Railliet, 1924, p. 602.
Gastrodiscus Stunkard, 1925, p. 146.
Gastrodiscus Bhalerao, 1926, p. 193.
Gastrodiscus Fuhrmann, 1928, p. 102.
Gastrodiscus Baylis, 1929, p. 61.
Gastrodiscus Stunkard, 1929, p. 262.
Gastrodiscus Fukui, 1929, p. 323.
Gastrodiscus Badanine, 1929, p. 516.
Gastrodiscus Sprehn, 1932, p. 197.

ESPECIE TYPO: — *G. aegyptiacus* (Cobbold, 1876).

Gastrodiscidae. Corpo discoide, com uma escavação ventral guarnecida de saliencias papilliformes, apresentando um segmento cephalico conico. Acetabulo pequeno. Ventosa oral com diverticulos muito desenvolvidos. Esophago com pharynge. Cecos sub-rectilineos e attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal, na margem anterior da escavação ventral do corpo. Bolsa do cirro rudimentar. Testiculos profundamente lobados, com campos e zonas coincidindo parcialmente. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular, lobado. Utero dorsal, da zona acetabular até acima da zona do testiculo anterior. Vitellinos lateraes, extra-cecaes, da zona bifurcal até abaixo da zona cecal. Systema lymphatico...

HABITAT: — Grosso intestino de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Gastrodiscus aegyptiacus* (Cobbold, 1876).

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876)

(Figs. 64-65)

Distoma aegyptiaca Cobbold, 1876, p. 757.
Gastrodiscus sonsinoi Cobbold, 1877, p. 233.
Gastrodiscus polymastus Leuckart, 1877 in Cobbold, 1877.
Gastrodiscus aegyptiacus Looss, 1896, p. 13, pl. 1, fig. 4-8, pl. 2, fig. 9-15.
Gastrodiscus polymastus Fischoeder, 1901, p. 374.
Gastrodiscus aegyptiacus Fischoeder, 1903, p. 628.
Gastrodiscus aegyptiacus Stiles & Goldberger, 1910, p. 252.
Gastrodiscus minor Leiper, 1913, p.
Gastrodiscus polymastus Nicoll, 1923, p. 242.
Gastrodiscus aegyptiacus Maplestone, 1923, p. 190, fig. 26.
Gastrodiscus aegyptiacus Nicoll, 1923, p. 242.
Gastrodiscus minor Maplestone, 1923, p. 193 (syn.).
Gastrodiscus minor Nicoll, 1923, p. 242.

Gastrodiscus aegyptiacus ? (Cercaria) Faust, 1926, p. 117, pl. 7, fig. 10 a-b.
Gastrodiscus aegyptiacus Fuhrmann, 1928, p. 101, fig. 118.
Gastrodiscus aegyptiacus Joyeux & Mathias, 1926, p. 335.
Gastrodiscus aegyptiacus Joyeux, Gender & Baer, 1928, p. 10.
Gastrodiscus aegyptiacus Stunkard, 1929, p. 263, fig. 34-35.
Gastrodiscus aegyptiacus Baylis, 1929, p. 61, fig. 36.

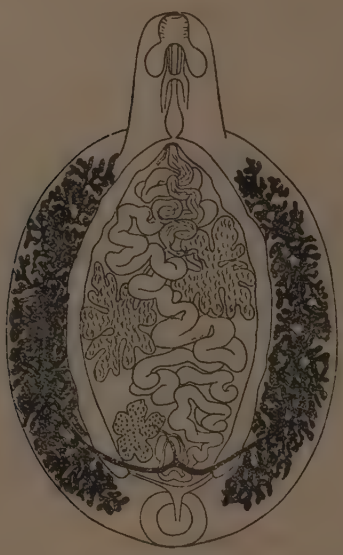


Fig. 64

Fig. 65

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876) seg. Looss.

Gastrodiscus aegyptiacus Brumpt, 1929, p. 269.
Gastrodiscus aegyptiacus Fukui, 1929, p. 323.
Gastrodiscus aegyptiacus Dollfus, 1932, p. 558.
Gastrodiscus aegyptiacus Sprehn, 1932, p. 197.
Cercaria gastrodici aegyptiaci Sewell, 1932, p. 80.

HABITAT: — Grosso intestino de *Equus* (*Equus*) *caballus* L.; (*E. mulus*)=*E.* (*Asinus*) *asinus* L.; *E.* (*Hippotigris*) *zebra* L.; *Phacochoerus sp.*; *P. africanus* Gm.; (*Ceratoterium simum cottoni*)=*Dicerus simus* Burch.

PARTENITAS EM:

Cleopatra bulinoides; *C. cyclostomoides*; *Planorbis sp.*.

DIST. GEOGR.: — Africa e Asia.

Gastrodiscus secundus Looss, 1907

Gastrodiscus secundus Looss, 1907, p. 134.
Gastrodiscus sp.? Evans & Rennie, 1908, p. 15, pl. 4.
Gastrodiscus secundus Maplestone, 1923, p. 193, fig. 27.
Gastrodiscus secundus Nicoll, 1923, p. 242.
Gastrodiscus secundus Railliet, 1924, p. 602.
Gastrodiscus secundus Bhalerao, 1926, p. 193.
Gastrodiscus secundus Baylis, 1929, p. 61.
Gastrodiscus secundus Fukui, 1929, p. 323.
Gastrodiscus secundus Travassos & Vogelsang, 1930, p. 170, fig. 5-6.
Gastrodiscus secundus Sprehn, 1932, p. 198.
Gastrodiscus secundus Bhalerao, 1933, p. 112, pl. 10.

Habitat: — Grosso intestino de *Equus* (*Equus*) *caballus* L.; *Elephas maximus* L.; *Equus sp.*

Distr. geogr.: — Asia.

Gastrodiscoides Leiper, 1913

Gastrodiscus Fischoeder, 1901, p. 374, p. p.
Gastrodiscus Fischoeder, 1903, p. 627, p. p.
Gastrodiscoides Leiper, 1913, p.
Gastrodiscoides Maplestone, 1923, p. 193.
Gastrodiscoides Railliet, 1924, p. 602.
Gastrodiscoides Stunkard, 1925, p. 146.
Gastrodiscoides Fuhrmann, 1928, p. 102.
Gastrodiscus Baylis, 1929, p. 62, p. p.
Gastrodiscoides Faust, 1929, p. 159.
Gastrodiscoides Fukui, 1929, p. 323.
Gastrodiscoides Sprehn, 1932, p. 198.

Especie typo: — *G. hominis* (Lewis & Connel, 1876).

Gastrodiscidae. Corpo discoide com um segmento cephalico conico, apresentando uma escavação em fórma de ventosa na porção posterior. Acetabulo pequeno. Ventosa oral com diverticulos muito desenvolvidos. Esophago com pharynge. Cecos sub-rectilineos e não attingindo a zona acetabular. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal, situado no segmento conico anterior do corpo. Bolsa do cirro ausente. Testiculos lobados com zonas e campos coincidindo parcialmente. Ovario post-testicular, post-cecal. Utero da zona ovariana á zona do testiculo anterior. Canal de Laurer presente. Vitellinos lateraes, na area cecal e extra-cecal e da zona do testiculo posterior á zona acetabular. Systema lymphatiico.....

HABITAT: — Grosso intestino de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Gastrodiscoides hominis* (Lewis & Connel, 1876).

Gastrodiscoides hominis (Lewis & Connel, 1876)

(Fig. 66)

Amphistomum hominis Lewis & Connel, 1876, p. 182, pl. 3.
Amphistomum (Gastrodiscus) hominis Sonsino, 1895, p. 179.
Gastrodiscus hominis Fischoeder, 1901, p. 374.
Gastrodiscus ? hominis Fischoeder, 1903, p. 629.
Gastrodiscoides hominis Leiper, 1913, p.

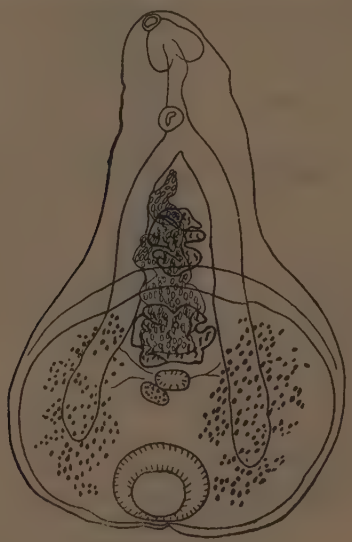


Fig. 66

Gastrodiscoides hominis (Lewis & Connel, 1876) seg. Badanine.

Gastrodiscoides hominis Maplestone, 1923, p. 194, fig. 28-29.
Gastrodiscoides hominis Nicoll, 1923, p. 242.
Gastrodiscoides hominis Railliet, 1924, p. 602.
Gastrodiscus hominis Baylis, 1929, p. 62.
Gastrodiscoides hominis Faust, 1929, p. 159, fig. 62.
Gastrodiscoides hominis Fukui, 1929, p. 323.
Gastrodiscoides hominis Badanine, 1929, p. 514, fig. 1-2.
Gastrodiscoides hominis Bhalerao, 1931, p. 181.
Gastrodiscoides hominis Sprehn, 1932, p. 198.

HABITAT: — Grosso intestino de *Homo sapiens* L.; *Sus scrofa dom.* L.; *Tragulus napu* F. Cuv.

DIST. GEOGR.: — Asia.

Homalogaster Poirier, 1882

Homalogaster Poirier, 1882, p. 74.
Homalogaster Fischoeder, 1901, p. 374.
Homalogaster Fischoeder, 1903, p. 630.
Homalogaster Stiles & Goldberger, 1910, p. 249.
Homalogaster Maplestone, 1923, p. 195.
Homalogaster Railliet, 1924, p. 601.
Homalogaster Stunkard, 1925, p. 146.
Homalogaster Fuhrmann, 1928, p. 102.
Homalogaster Baylis, 1929, p. 62.
Homalogaster Fukui, 1929, p. 323.
Homalogaster Sprehn, 1932, p. 199.

ESPECIE TYPO: — *H. poloniae* Poirier, 1882.

Gastrodiscidae. Corpo achatado e dividido em uma porção anterior larga e guarnecida de saliencias papilliformes e uma porção posterior globular contendo o acetabulo. Acetabulo forte, terminal. Ventosa oral com diverticulos posteriores. Esophago com pharinge. Cecos estreitos e sinuosos, se extendendo até a zona acetabutar. Póro genital sem ventosa, mediano, bifurcal. Testiculos pre-equatoriaes, lobados, com campos coincidindo e zonas em contacto. Bolsa do cirro ausente. Canal de Laurer presente. Ovario post-testicular. Utero pre- e post-testicular. Vitellinos extra-cecaes e cecaes, da zona bifurcal á zona ovariana. Systema lymphatico complexo.

HABITAT: — Grosso intestino, raramente, canaes biliares de mammiferos.

ESPECIE TYPO: — *Homalogaster poloniae* Poirier, 1882.

Homalogaster poloniae Poirier, 1882

(Figs. 67-68)

Homalogaster poloniae Poirier, 1882, p. 74.
Homalogaster poloniae Giard & Billet, 1892, p. 614.
Homalogaster poloniae Fiischoeder, 1901, p. 374.
Homalogaster poirieri Fischoeder, 1901, p. 374.
Homalogaster poloniae Fischoeder, 1903, p. 630.
Homalogaster poirieri Fischoeder, 1903, p. 630.
Gastrodiscus n. sp. ? Evans & Rennie, 1908, p. 13, pl. 3, fig. 1-3.
Homalogaster poloniae Stiles & Goldberger, 1910, p. 249.
Homalogaster philippinensis Stiles & Goldberger, 1910, p. 249, fig. 203-205.

Homalogaster poloniae Maplestone, 1923, p. 195.
Homalogaster poi ieri Nicoll, 1923, p. 242.
Homalogaster poloniae Railliet, 1924, p. 601.
Homalogaster poloniae Joyeux & Houdemer, 1928, p. 45.

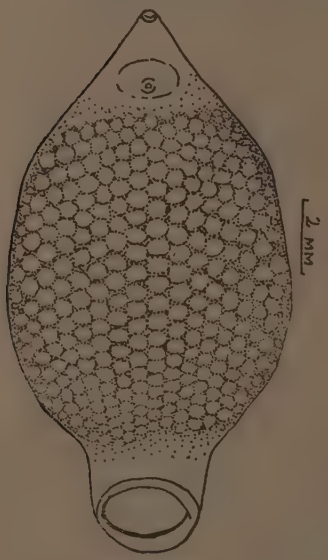


Fig. 67

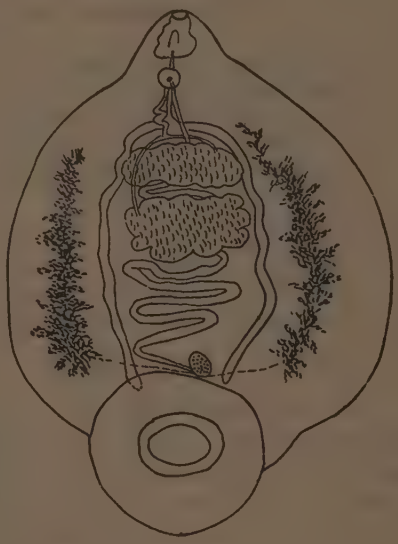


Fig. 68

Homalogastes poloniae Pairier 1882 Fig. 67 seg. Fukui modificada ; 68 seg. Stiles & Goldberger in Gedoelst.

Homalogaster poloniae Baylis, 1929, p. 62, fig. 37.
Homalogaster poloniae Fukui, 1929, p. 323, fig. 30P, 32B, 33K, 39I, 40K, 44K, 45K.
Homalogaster poloniae Sprehn, 1932, p. 199.

HABITAT: — Ceco e canaes biliares de (*Polonia frontalis*)=*Bibos frontalis* Lambert; ceco de *Bos sp.*; *B. taurus* L.; *B. indicus* L.. *Ovis aries* L.; *Capra hircus* L.; *Bubalis major* Blyth.

DISTR. GEOGR.: — Asia e Philippinas.

Homalogaster taiwana Sugimoto, 1915

Homalogaster taiwana Sugimoto, 1915, p. 37, fig. 1-5.

HABITAT: — Ceco de *Bos taurus* L.

DISTR. GEOGR.: — Extremo Oriente.

Desta especie não nos foi possivel obter bibliographia.

ESPECIES DUBIAS

Amphistomum emarginatum Diesing, 1839

Amphistomum emarginatum Diesing, 1839, p. 237.
Amphistomum emarginatum Fischoeder, 1903, p. 633.
Amphistomum emarginatum Railliet, Henry & Joyeux, 1912, p. 833.
Amphistomum emarginatum Maplestone, 1923, p. 201.

HABITAT: — *Nyctipithecus trivirgatus* Humb.

DIST. GEOGR.: — Brasil.

Amphistomum tuberculatum Cobbold, 1875

Amphistomum tuberculatum Cobbold, 1875.
Amphistomum tuberculatum Fischoeder, 1903, p. 631.
Amphistomum tuberculatum Maplestone, 1923, p. 201.
Amphistomum tuberculatum Nicoll, 1923, p. 241.
Amphistomum tuberculatum Le Roux, 1930, p. 246.

HABITAT: — *Bos taurus* L.

DISTR. GEOGR.: — India.

Especie dubia que segundo Le Roux é identica a *Cotylophoron cotylophorum*.

Amphistoma sp. T. H. Johnston, 1912

Amphistoma sp. Johnston, 1912, p. 75.

HABITAT: — *Neoceratodus forsteri*.

DISTR. GEOGR.: — Australia.

Opistholebetidae Fukui, 1929

Dissotrematidae Gotto & Matsudaira, 1918, p. 15, p. p.
Dissotrematidae Fuhrmann, 1928, p. 102 p.p.
Opistholebetidae Fukui, 1929, p. 336 p.p.
Opistholebetidae Yamaguti, 1934, p. 529, p. p.

GENERO TYPO: — *Opistholebes* Nicoll, 1915.

Paramphistomoidea. Corpo chato, sem differenciação em segmentos anterior e posterior. Sem bolsa ventral. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago muito curto. Pharynge presente. Cecos muito largos. Testiculos postovarianos. Bolsa do cirro presente. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Intestino de peixes.

GENERO TYPO: — *Opistholebes* Nicoll, 1915.

Opistholebes Nicoll, 1915

Opistholebes Nicoll, 1915, p. 36.
Opistholebes Fukui, p. 338.

ESPECIE TYPO: — *O. amplicoelus* Nicoll, 1915.

Opistholebetidae. Corpo chato. Acetabulo pequeno, sub-terminal. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos longos e muito largos, attingindo a zona acetabular. Póro genital mediano, sem ventosa, post-bifurcal. Bolsa do cirro presente. Testiculos post-equatoriaes, post-ovarianos, em contacto com a zona acetabular, com zonas coincidindo e campos em contacto. Ovario pre-testicular, com zonas em contacto com a zona testicular. Utero pre-testicular. Vesicula seminal presente. Canal de Laurer. . .Vitellinos lateraes, na area cecal e extra-cecal, e da zona esophagiana á zona acetabular. Systema lymphatico. . . . . .

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Opistholebes amplicoelus* Nicoll, 1915.

Opistholebes amplicoelus Nicoll, 1915
(Fig. 69)

Opistholebes amplicoelus Nicoll, 1915, p. 36, pl. V, fig. 9.

HABITAT: — Intestino de *Sphaeroides lunaris*.

DISTR. GEOGR.: — Australia.

Gyliauchenidae Ozaki, 1933

Dissotrematidae Goto & Matsudaira, 1918, p. 15. p. p.
Dissotrematidae Poche, 1926, p. 222 p.p.
Gyliaucheninae Fukui, 1929, p. 338.
Gyliauchenidae Ozaki, 1933, p. 329.
Opistholebetidae Yamaguti, 1934, p. 529, p. p.

GENERO TYPO: — *Gyliauchen* Nicoll, 1915.

Fig. 69

Opistholebes amplicoelus Nicoll, 1915, seg. Nicoll.

Paramphistomoidea. Corpo allongado e pyriforme, sem segmentos anterior e posterior, sem bolsa ventral. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago muito longo e sinuoso. Pharynge presente. Cecos curtos e largos. Testiculos post-ovarianos. Abertura genital mediana, bifurcal. Bolsa do cirro presente ou não. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Intestino de peixes.

GENERO TYPO: — *Gyliauchen* Nicoll, 1915.

Gyliauchen Nicoll, 1915

Gyliauchen Nicoll, 1915, p. 37.
Dissotrema Gotto & Matsudaira, 1918, p.
Dissotrema Fuhrmann, 1928, p. 102.
Gyliauchen Fuhrmann, 1928, p. 102.
Gyliauchen Fukui, 1929, p. 339.

Especie typo: — *G. taurachodes* Nicoll, 1915.

Gyliauchenidae. Corpo allongado. Acetabulo pequeno, sub-terminal. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago muito longo formando alças. Pharynge presente. Cecos curtos, largos, terminando muito antes da zona acetabular. Póro genital mediano, post-bifurcal, sem ventosa. Bolsa do cirro presente. Testiculos post-equatoriaes, post-ovarianos, com zonas e campos coincidindo parcialmente. Testiculo posterior em contacto ou parcialmente invadindo a zona acetabular. Canal de Laurer.....Ovario pre-testicular com zona em contacto com a zona do testiculo anterior. Utero pre-testicular. Vitellinos pre-equatoriaes, na area cecal e intra-e extra-cecal, desde a zona esophagiana até o fim da zona cecal. Systema lymphatico. . . . . .

Habitat: — Intestino de peixes.

Especie typo: — *Gyliauchen taurachodes* Nicoll, 1915.

Gyliauchen taurachodes Nicoll, 1915

(Fig. 70)

Gyliauchen taurachodes Nicoll, 1915, p. 37, pl. V, fig. 10.
Gyliauchen taurachodes Fukui, 1929, p. 339.
Gyliauchen taurachodes Ozaki, 1933, p. 331.

Habitat: — Intestino de *Tachysurus sp.*

Distr. geogr.: — Australia.

Gyliauchen papillatus (Goto & Matsudaira, 1918)

Dissotrema papillatus Goto & Matsudaira, 1918, p. 1.
Gyliauchen papillatus Goto, 1919, p. 44.
Dissotrema papillatus Fuhrmann, 1928, p. 103, fig. 121.
Gyliauchen papillatus Fukui, 1929, p. 339.
Gyliauchen papillatus Ozaki, p. 1933, p. 331.
Gyliauchen papillatus Yamaguti, 1934, p. 529.

Habitat: — Reto de *Siganus fuscescens*

Distr. geogr.: — Japão.

Paragyliauchen Yamaguti, 1934

Paragyliauchen Yamaguti, 1934, p. 532.

Especie typo: — *Par. chaetodontis* Yamaguti, 1934.

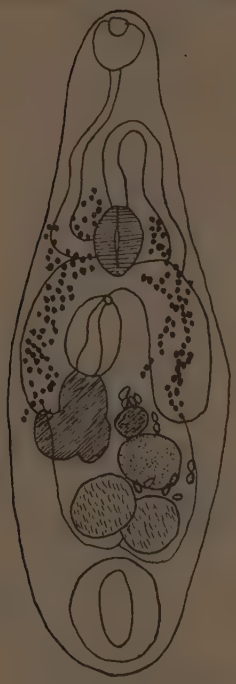


Fig. 70

Gyliauchen taurachodes Nicoll, 1915, seg. Nicoll.

Gyliauchenidae. Corpo pyriforme, attenuado anteriormente e arredondado na extremidade posterior. Cuticula lisa. Acetabulo grande e sub-terminal. Ventosa oral sub-terminal, allongada. Pre-pharynge longo e em fórma de S, guarnecido externamente de cellulas glandulares, pharynge globular situado no ponto de bifurcação dos cecos. Póro genital ao nivel do pharynge. Bolsa do cirro rudimentar. Vesicula seminal allongada. Prostata pequena. Testiculos ellipsoides, com zonas coincidindo e campos afastados, post-acetabulares. Ovario pequeno, sub-mediano, pre-testicular.

Espermatheca presente, dorsal, na area ovariana. Canal de Laurer presente. Utero pre-ovariano, no campo mediano. Vitellinos na zona cecal, intra e extra-cecal. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Recto de peixes marinhos.

ESPECIE TYPO: — *P. chaetodontis* Yamaguti, 1931

Paragyliauchen chaetodontis Yamaguti, 1934

(Fig. 71)

Paragyliauchen chaetodonis Yamaguti 1934, p. 530, fig. 142-143.

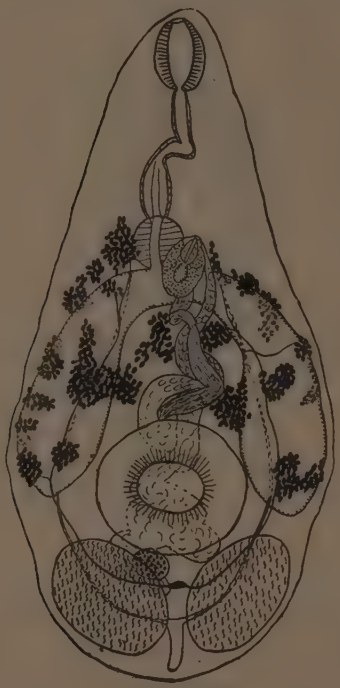


Fig. 71

Paragyliauchen chaetodontis Yamaguti, 1934, seg. Yamaguti.

HABITAT: — Recto de *Chaetodon sp.*

DISTR. GEOGR.: — Japão.

Telotrema Ozaki, 1933

Telotrema Ozaki, 1933, p. 329.

ESPECIE TYPO: — *T. caudatum* Ozaki, 1933.

Gyliauchenidae. Corpo allongado, com a extremidade posterior bifurcada pela presença de uma saliencia mammillar onde fica situado um

dos testiculos e na extremidade da qual se abre o póro excretor. Acetabulo no prolongamento terminal do corpo. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago longo, rectilineo, com pharynge posterior. Cecos curtos e muito largos, não attingindo a zona do ovario. Póro genital mediano, bifurcal. Bolsa do cirro rudimentar. Testiculos post-equatoriaes, ao lado do acetabulo, com zonas coincidindo. Ovario pre-testicular. Canal de Laurer presente. Espermatheca presente. Utero pre-ovariano, intra-cecal. Vitellinos com muitos folliculos em toda a area do corpo, desde a zona ovariana até o meio da zona do esophago. Póro excretor na saliencia dorsal do corpo. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Telotrema caudatum* Ozaki, 1933.

Telotrema caudatum Ozaki, 1933

(Fig. 72)

Telotrema caudatum Ozaki, 1933, p. 329, fig. 1-2.

Fig. 72

Telotrema caudatum Ozaki, 1933, seg. Ozaki.

Telotrema caudatum Yamaguti, 1934, p. 529.

HABITAT: — Intestino de *Xesurus scalprum* (Cuvier & Valenciennes).

DISTR. GEOGR.: — Japão.

Cephaloporidae n. fam.

Cephaloporinae Yamaguti, 1934, p. 528.

GENERO TYPO: — *Cephaloporus* Yamaguti, 1934.

Paramphistomoidea. Corpo allongado, cuticula guarnecida de espinhos. Acetabulo relativamente pequeno, sub-terminal. Ventosa oral forte e seguida de pharynge. Esophago longo. Cecos delgados e não attingindo a extremidade posterior do corpo. Póro genital lateral, perto da extremidade anterior. Bolsa do cirro muito desenvolvida e contendo cirro, prostata e vesicula seminal. Testiculos sub-equatoriaes. Ovario pré-testicular. Vitellinos lateraes. Utero post-ovariano. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Intestino e app. genital feminino de Peixes.

GENERO TYPO: — *Cephaloporus* Yamaguti, 1934.

Esta familia se afasta muito dos demais *Paramphistomoidea*, pela situação do pharynge e pela estructura da bolsa do cirro. Segundo Yamaguti o genero *Plectognatholrema* se approxima do genero typo desta familia.

Cephaloporus Yamaguti, 1934

Cephaloporus Yamaguti, 1934, p. 528.

ESPECIE TYPO: — *C. monachanthi* Yamaguti, 1934.

Cephaloporidae. Corpo dilatado na porção mediana e attenuado na extremidade anterior. Cuticula guarnecida de fortes espinhos. Acetabulo ventro-terminal, maior que a ventosa oral. Ventosa oral forte. Pharynge em seguida a ventosa oral. Esophago longo. Cecos delgados e não attingindo a zona acetabular. Póro genital sub-marginal, na zona da ventosa oral. Bolsa do cirro muito desenvolvida, contendo cirro, prostata e vesicula seminal sacciforme. Testiculos sub-equatoriaes, extra-cecaes, com zonas coincidindo e campos afastados. Ovario lobado, pre-equatorial, pre-testicular, mediano. Espermatheca e canal de Laurer presente. Vitellinos extra-cecaes e pre-testiculares, desde a zona bifurcal até a zona testicular. Utero intra e extra-cecal e da zona acetabular até acima da zona do ovario. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Oviducto de peixes marinhos.

ESPECIE TYPO: — *C. monachanthi* Yamaguti, 1934.

Cephaloporus monacanthi Yamaguti, 1934
(Fig. 73)

Cephaloporus monacanthi Yamaguti, 1934, p. 526, fig. 141.

Fig. 73
Cephaloporus monacanthi Yamaguti, 1934, seg. Yamaguti.

HABITAT: — Oviducto de *Monacanthus cirrifer*.

DISTR. GEOGR.: — Japão.

Plectognathotrema Laymann, 1930

Plectognathotrema Laymann, 1930, p. 59.
Plectognathotrema Yamaguti, 1934, p. 528.

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *P. cephalopore* Laymann, 1930.

Deste genero não obtivemos a bibliographia.

Plectognathotrema cephalopore Laymann, 1930

Plectognathotrema cephalopore Laymann, 1930, p. 59, fig. 9.
Plectognathotrema cephalopore Yamaguti, 1934, p. 529.

HABITAT: — Intestino de *Cantherinus modestus*.

DISTR. GEOGR.: — Mar do Japão.

Desta especie não obtivemos a bibliographia.

PARTENITAS

Cercaria inhabilis Cort, 1914

Cercaria inhabilis Cort, 1914, 67, etc. fig. 2.
Cercaria inhabilis Cort, 1915, p. 18, pl. 2, fig. 15-22.
Cercaria inhabilis Ward, 1918, p. 413, fig. 714.
Cercaria inhabilis Sewell, 1922, p. 80.
Cercaria inhabilis Brumpt, 1929, p. 269.
Cercaria inhabilis Beaver, 1930, p. 20.

HABITAT: — *Planorbis trivolvis*.

DISTR. GEOGR.: — America do Norte.

Esta cercaria foi primeiramente attribuida ao *M. temperatus*. (Stafford, 1905). Beaver identificou-a ao *Allassostomoides parvum* (Stunkard, 1917).

Cercaria diastropha Cort, 1914

Cercaria diastropha Cort, 1915, p. 18, pl. 3, fig. 23-25.
Cercaria diastropha Cort, 1914, p. 67, etc. fig. 3.

Cercaria diastropha Ward, 1918, p. 417, fig. 715.
Cercaria diastropha Sewell, 1922, p. 80.
Cercaria diastropha Brumpt, 1929, p. 269.

HABITAT: — *Planorbis trivolvis*.

DISTR. GEOGR.: — America do Norte.

Cercaria corti O'Roke, 1917

Cercaria corti O'Roke, 1917, p. 161.
Cercaria corti Sewell, 1922, p. 80.
Cercaria corti Brumpt, 1929, p. 269.

HABITAT: — *Planorbis trivolvis*.

DISTR. GEOGR.: — America do Norte.

Cercaria hemispherica Faust, 1924

Cercaria hemispherica Faust, 1924, p. 243, fig. 1.
Cercaria hemispherica Brumpt, 1929, p. 270.

HABITAT: — *Planorbis saigonensis*.

DISTR. GEOGR.: — China.

Brumpt acredita que esta cercaria descripta por Faust como sendo de monostomo, seja na realidade de um *Paramphistomoidea*.

Cercaria dubita Faust, 1924.

Cercaria II, Nakawa, 1915 (in Faust).
Cercaria dubita Faust, 1924, p. 283, 297.
Cercaria dubita Brumpt, 1929, p. 270.

HABITAT: — *Planorbis sp*.

DISTR. GEOGR.: — Formosa.

Cercaria mosaica Faust, 1926

Cercaria mosaica Faust, 1926, p. 116, pl. 7, fig. 9.
Cercaria mosaica Brumpt, 1929, p. 271.

HABITAT: — *Bullinus forskali*; *B. schackoi*.

DISTR. GEOGR.: — Africa do Sul.

Cercaria missouriensis Mc Coy, 1929

Cercaria missouriensis Mc Coy, 1929, p. 200, pl. 15.
Cercaria missouriensis Brumpt, 1929, p. 271.

HABITAT: — *Planorbis trivolvis*.

DISTR. GEOGR.: — America do Norte.

Cercaria convoluta Faust, 1919

Cercaria convoluta Faust, 1919, p. 315, tf. 1-4.
Cercaria convoluta Brumpt, 1929, p. 271.
Cercaria convoluta Beaver, 1930, p. 20.

HABITAT: — *Planorbis trivolvis*.

DISTR. GEOGR.: — America do Norte.

Cercaria nervosa Faust, 1922

Cercaria nervosa Faust, 1922, p. 251, pl. 21, fig. 2.
Cercaria nervosa Faust, 1924, p. 297.
Cercaria nervosa Brumpt, 1929, p. 270.

HABITAT: — *Planorbis möllendorfi* Cless.

DISTR. GEOGR.: — China.

Cercaria indicae XXVI Sewell, 1922

Cercaria indicae XXVI Sewell, 1922, p. 69, pl. 7, fig. 1-4.
Cercaria indicae XXVI Brumpt, 1929, p. 269.

HABITAT: — *Indioplanorbis exustus*.

DISTR. GEOGR.: — India.

Cercaria indicae XXIX Sewell, 1922

Cercaria indicae XXIX Sewell, 1922, p. 74, pl. 8, fig. 1-3.
Cercaria indicae Brumpt, 1929, p. 269.

HABITAT: — *Limnaea acuminata*; L. *succinea*; *Planorbis* (*Giraulus*) *euphraticus*.

DISTR. GEOGR.: — India.

Cercaria indicae XXXII Sewell, 1922

Cercaria indicae XXXII Sewell, 1922, p. 79, pl. 8, fig. 4.

Cercaria indicae XXXII Brumpt, 1929, p. 269.

HABITAT: — *Amnicola trancovaria*.

DISTR. GEOGR.: — India.

Cercaria indicae XXI Sewell, 1922

Cercaria indicae XXI Sewell, 1922, p. 81, 82, pl. 9, fig. 1-3.
Cercaria indicae XXI Brumpt, 1929, p. 269.

HABITAT: — *Indoplanorbis exustus*.

DISTR. GEOGR.: — India.

Microscaphidiidae Trav. 1922

Microscaphinae Looss, 1899, p. 667.
Microscaphidiinae Looss, 1900, p. 605.
Microscaphidiinae Looss, 1902, p. 699.
Angiodictyidae Looss, 1902, p. 683.
Octangiinae Looss, 1902, p. 694.
Deuterobaridinae Looss, 1902, p. 699.
Ângiodictyidae Odhner, 1911, p. 181.
Microscaphidiidae Travassos, 1922, p. 22.
Angiodictyidae Poche, 1926, p. 223.
Angiodictyinae Poche, 1926, p. 227.
Microscaphidiidae Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 51.
Angiodictyidae Fuhrmann, 1928, p. 102.
Angiodictyidae Fukui, 1929, p. 333.
Angiodictyidae Sprehn, 1932, p. 202.
Angiodictyidae Yamaguti, 1934, p. 533.

GENERO TYPO: — *Microscaphidium* Looss, 1900.

Paramphistomoidea. Corpo chato e allongado. Acetabulo ausente. Ventosa oral sem diverticulos ou com diverticulos rudimentares. Pharynge presente ou não. Testiculos pre-ovarianos. Vitellinos extra-e intra-cecaes. Espermatheca ausente. Canal de Laurer ausente. Orgãos copuladores ausentes. Systema lymphatico com 2. 3 ou 4 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Tubo digestivo de cheloneos e peixes.

GENERO TYPO: — *Microscaphidium* Looss, 1900.

Looss, em 1900, fez a sub-familia *Microscaphidinae*. Em 1902 fez a familia *Angiodictyidae*, nella propondo a inclusão de 3 sub-familias: *Microscaphidiinae*, *Octangiinae* e *Deuterobaridinae*. Não estabeleceu uma

sub-familia typo para a sua familia *Angiodictyidae* que corresponde com *Microscaphidiinae*, razão porque *Angiodictyidae* deve ser substituido por *Microscaphidiidae*.

Microscaphidium Looss, 1900

Microscapha Looss, 1899, p. 668 n. p.
Microscaphidium Looss, 1900, p. 602, p. p.
Microscaphidium Looss, 1902, p. 684, 690.
Microscapha Fuhrmann, 1928, p. 102, p. p.
Microscaphidium Fuhrmann, 1928, p. 102.
Microscaphidium Fukui, 1929, p. 334, 335.

Especie typo: — *M. reticulare* (v. Beneden, 1859).

Microscaphidiidae. Corpo allongado. Ventosa oral com diverticulos longos. Esophago provido de espinhos na porção anterior e com pharynge. Cecos longos e delgados, extendendo-se até perto da extremidade posterior. Póro genital na zona da ventosa oral. Bolsa do cirro ausente. Vesicula seminal longa. Testiculos com campos coincidindo e zonas afastadas. Ovario post-testicular, sub-equatorial. Canal de Laurer presente. Utero preovariano, intra-cecal. Vitellinos extra-e intra-cecais; a porção extra-cecal attinge a zona do testiculo anterior, a porção intra-cecal não attinge a zona do ovario. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes.

Habitat: — Intestino de cheloneos.
Especie typo: — *Microscaphidium reticulare* (van Beneden, 1859).

Microscaphidium reticulare (v. Beneden, 1859)
(Figs. 74-75)

Monostomum reticulare v. Beneden, 1859.
Monostomum reticulare Walter, 1893, p. 193, pl. X, fig. 5-12, p. p.
Microscapha reticularis Looss, 1899, p. 668, 763, pl. 31, fig. 81.
Microscaphidium reticulare Looss, 1902, p. 691, pl. 28, fig. 105, 107-116.
Microscaphidium reticulare Fuhrmann, 1928, p. 102, fig. 119.
Microscaphidium reticulare Fukui, 1929, p. 356.

Habitat: — Intestino de *Chelone mydas* L.
Distr. geogr.: — Mediterraneo, etc.

Microscaphidium aberrans Looss, 1902

Microscaphidium aberrans Looss, 1902, p. 692, pl. 28, fig. 106, 117-121.
Microscaphidium aberrans Fukui, 1929, p. 336.

Habitat: — *Chelone mydas* L.
Distr. geogr.: — Mediterraneo, etc.

Fig. 74

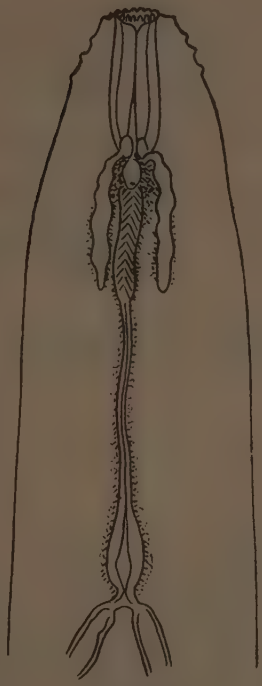


Fig. 75

Microscaphidium reticulare (v. Beneden, 1859) seg, Looss.

Polyangium Looss, 1902

Microscapha Looss, 1899, p. 668, p. p.
Polyangium Looss, 1902, p. 684, 687.
Polyangium Fuhrmann, 1928, p. 102.
Polyangium Fukui, 1929, p. 334.

ESPECIE TYPO: — *P. linguatula* (Looss, 1899).

Microscaphidiidae. Corpo allongado. Ventosa oral com diverticulos rudimentares, escavados na parede da ventosa. Esophago sem espinhos na porção anterior e com ou sem pharynge. Cecos amplos e se extendendo até a extremidade anterior. Póro genital proximo á zona da ventosa oral. Bolsa do cirro ausente. Vesicula seminal longa. Testiculos sub-equatoriaes e com campos coincidindo e zonas afastadas. Ovario post-testicular, post-equatorial. Canal de Laurer presente. Utero pre-ovariano, intra-cecal.

Vitellinos extra-cecaes e parcialmente intra-cecaes; a porção extra-cecal ultrapassa anteriormente a zona do testiculo anterior, e posteriormente a zona cecal, a porção intra-cecal apenas attinge a zona do ovario. Systema lymphatico constituido por 2 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Intestino de cheloneos.

ESPECIE TYPO: — *Polyangium linguatula* (Looss, 1899).

Polyangium linguatula (Looss, 1899)

(Figs. 76-77)

Monostomum reticulare Walter, 1893, p. 193, pl. X, fig. 5-12; pl. XI, fig. 32, 35-38; pl. XII, fig. 41-42, 47, 51, 52 p.p.

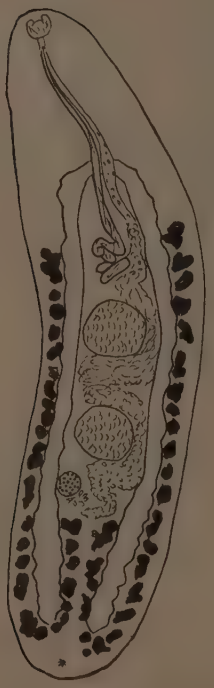


Fig. 76

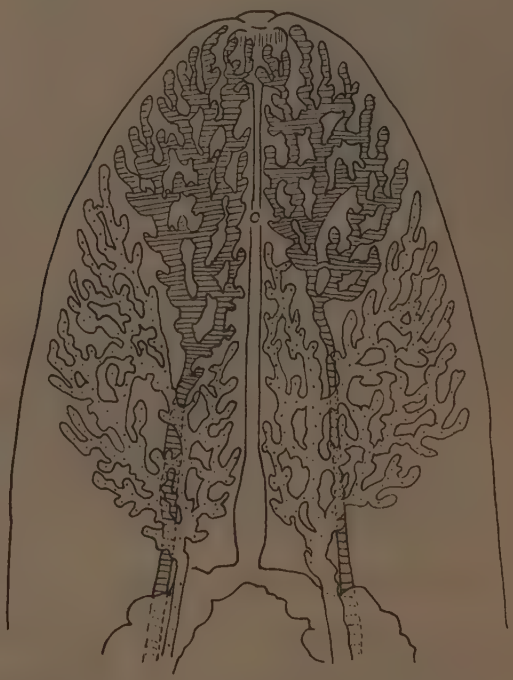


Fig. 77

Polyangium linguatula (Looss, 1899) seg. Looss.

Microscapha linguatula Looss. 1899, p. 668, 766, pl. 32, fig. 87.
Polyangium linguatula Looss, 1902, p. 688, pl. 30, fig. 145-150.

Microscapha linguatula Fuhrmann, 1928, p. 102, fig. 120.
Polyangium linguatula Fukui, 1929, p. 335.

HABITAT: — Tubo digestivo de *Chelone mydas* L.
DISTR. GEOGR.: — Mediterraneo, etc.

Polyangium miyajimai Kobayashi, 1921

Polyangium miyajimai Kobayashi, 1921, p. 394, pl. 25, fig. 4.
Polyangium miyajimai Fukui, 1929, p. 335,

HABITAT: — Tubo digestivo de *Chelone mydas* L.
DISTR. GEOGR.: — Mediterraneo, etc.

Angiodictyum Looss, 1902

Microscapha Looss, 1899, p. 668, p. p.
Angiodictyum Looss, 1902, p. 684, 688.
Angiodictyum Fuhrmann, 1928, p. 102.
Angiodictyum Fukui, 1929, p. 334, 335.

ESPECIE TYPO: — *A. parallelum* (Looss, 1901).

Microscaphidiidae. Corpo allongado, apresentando formações vesiculosas marginaes. Ventosa oral com diverticulos rudimentares escavados na parede muscular. Esophago longo, sem espinhos na porção anterior e com pharynge muito desenvolvido. Cecos longos e delgados, extendendo-se até perto da extremidade posterior. Póro genital situado a meio da zona esophagiana. Bolsa do cirro ausente. Vesicula seminal longa. Testiculos equatoriaes, com campos coincidindo e zonas separadas. Ovario post-equatorial, post-testicular. Canal de Laurer presente. Vitellinos extra-cecaes e intra-cecaes; a porção extra-cecal apenas attinge a zona do testiculo anterior, a porção intra-cecal não attinge a zona do ovario. Systema lymphatico constituido por 3 pares de troncos longitudinaes.

HABITAT: — Intestino de cheloneos.
ESPECIE TYPO: — *Angiodictyum parallelum* (Looss, 1901).

Angiodictyum parallelum (Looss, 1901)
(Figs. 78-79)

Microscaphidium parallelum Looss, 1901, p. 622.
Angiodictyum parallelum Looss, 1902, p. 689, pl. 29, fig. 134-136, pl. 30, fig. 137-142.
Angiodictyum parallelum Fuhrmann, 1928, p. 56, fig. 69.
Angiodictyum parallelum Fukui, 1929, p. 335.

HABITAT: — Tubo digestivo de *Chelone mydas* L.
DISTR. GEOGR.: — Mediterraneo, etc.

Fig. 78

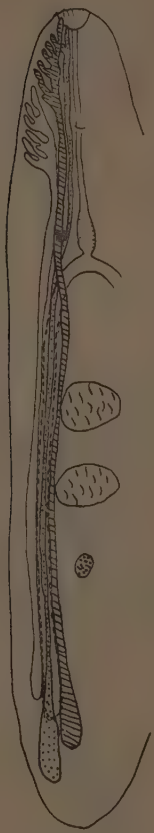


Fig. 79

Angiodictyum parallelum (Looss, 1901) seg. Looss.

Octangium Looss, 1902

Microscapha Looss, 1899, p. 668, p. p.
Octangium Looss, 1902, p. 684.
Octangium Fuhrmann, 1928, 102.
Octangium Fukui, 1929, p. 334.

Especie typo: — *O. sagitta* (Looss, 1899).

Microscaphidiidae Corpo allongado, terminando posteriormente por 2 projecções conicas. Ventosa oral com diverticulos rudimentares escava-

dos na parede muscular. Esophago sem espinhos na porção anterior e com pharynge dividido em 2 porções. Cecos longos e largos, attingindo a base das projecções terminaes do corpo. Póro genital logo abaixo da zona da ventosa oral. Bolsa do cirro ausente. Vesicula seminal longa. Testiculos equatoriaes com campos juxtapostos e zonas afastadas. Ovario post-testicular, post-equatorial. Canal de Laurer presente. Utero intra-cecal, pre-ovariano. Vitellinos extra-e intra-cecaes; a porção extra-cecal attingindo a zona bifurcal e a porção intra-cecal não attingindo a zona do ovario. Systema lymphatico com 4 pares de troncos longitudinaes (dois curtos).

HABITAT: — Intestino de cheloneos.

ESPECIE TYPO: — *Octangium sagitta* (Looss, 1899).

Octangium sagitta (Looss, 1899)

(Figs. 80-82)

Monostomum proteus Walter, 1893, p. 197, fig. 13, 18-19.

Fig. 80

Fig. 82

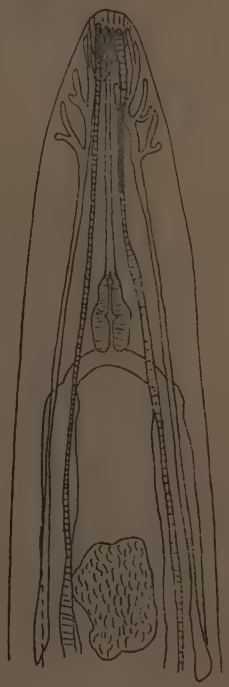


Fig. 81

Octangium sagitta (Looss, 1899) seg, Looss.

Microscapha sagitta Looss, 1899, p. 668, 772, pl. 32, fig. 88.
Octangium sagitta Looss, 1902, p. 685, Pl. 29, fig. 122-127, 133A, Pl. 30, fig. 143-144.
Octangium sagitta Fukui, 1929, p. 334.

HABITAT: — Tubo digestivo de *Chelone mydas* L.

DISTR. GEOGR.: — Mediterraneo, etc.

Octangium hasta Looss, 1902

Octangium hasta Looss, 1902, p. 686, pl. 29, fig. 128-132, 133b.
Octangium hasta Fuhrmann, 1928, p. 65, fig. 53.
Octangium hasta Fukui, 1929, p. 334.

HABITAT: — Tubo digestivo de *Chelone mydas* L.

DISTR. GEOGR.: — Mediterraneo, etc.

Octangium takanoi Kobayashi, 1921

Octangium takanoi Kobayashi, 1921, p. 396, pl. 25, fig. 5.
Octangium takanoi Fukui, 1929, p. 334.

HABITAT: — Tubo digestivo de *Chelone mydas* L.

DISTR. GEOGR.: — Pacifico.

Deuterobaris Looss, 1900

Baris Looss, 1899, p. 669 n. p.
Deuterobaris Looss, 1900, p. 602.
Deuterobaris Looss, 1902, 684, 693.
Deuterobaris Fuhrmann, 1928, p. 102.
Baris Fuhrmann, 1928, p. 102.
Deuterobaris Fukui, 1929, p. 334, 336.

ESPECIE TYPO: — *D. proteus* (Brandes, 1891).

Microscaphidiidae. Corpo largo e chato. Face ventral com 7 séries longitudinaes de formações glandulares. Ventosa oral com diverticulos pequenos. Esophago com pharynge. Cecos longos e delgados, terminando proximo da extremidade posterior. Póro genital ao nivel do meio da zona esophagiana. Bolsa do cirro ausente. Vesicula seminal longa. Testiculos equatoriaes, com campos coincidindo e zonas afastadas. Ovario post-equatorial, post-testicular. Canal de Laurer presente. Utero intra-e extra-cecal, post-e pre-ovariano. Vitellinos extra-cecaes e posteriormente invadindo a area intra-cecal, anteriormente attingem a zona do testiculo anterior. Systema lymphatico complexo, constituido por 2 pares de grupos de troncos longitudinaes que se ramificam para diante e para traz.

HABITAT: — Intestino de cheloneos.

ESPECIE TYPO: — *Deuterobaris proteus* (Brandes, 1891).

Deuterobaris proteus (Brandes, 1891)
(Figs. 83-84)

Monostomum proteus Brandes, 1891, p. 19. p. p.
Monostomum proteus Walter, 1893, p. 196, pl. X, fig. 13-23; pl. XI, fig. 24-25, 27, 29, 31, 34; pl. XII, fig. 43, 45, 49, 50, p. p.

Fig. 83

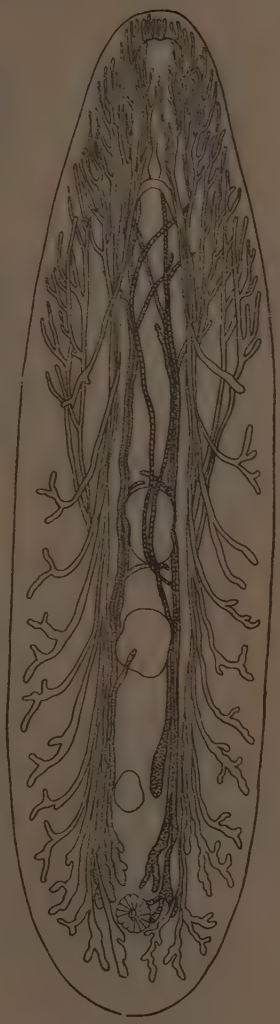


Fig. 84

Deuterobaris proteus (Brandes, 1891) seg. Looss.

Monostomum proteus Looss, 1899, p. 767.
Baris proteus Looss, 1899, p. 669, 770, pl. 31, fig. 82.
Deuterobaris proteus Looss, 1902, p. 694, pl. 31, fig. 151-168.
Deuterobaris proteus Fukui, 1929, p. 336.

HABITAT: — Tubo digestivo de *Chelone mydas* L.

DISTR. GEOGR.: — Mediterraneo, etc.

Parabaris Travassos, 1922

Parabaris Travassos, 1922, p. 22.
Parabaris Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 51.
Parabaris Fuhrmann, 1928, p. 102.
Denticauda Fukui, 1929, p. 333.

ESPECIE TYPO: — *P. parabaris* Travassos, 1922.

Microscaphidiidae. Corpo largo e chato, terminando posteriormente por 2 ou 4 processos produzidos por uma depressão mediana do corpo. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago com pharynge. Cecos de largura média e terminando perto da extremidade posterior. Póro genital mediano, bifurcal. Bolsa do cirro ausente. Vesicula seminal longa. Testiculos lobados, subequatoriais, com campos coincidindo e zonas afastadas. Ovario post-testicular. Canal de Laurer presente. Utero intra-cecal e extra-cecal, post- e pre-ovariano. Vitellinos extra-e intra-cecais, obliquamente situados relativamente ao eixo longitudinal do corpo, anteriormente não ultrapassam a zona do testiculo posterior e posteriormente não ultrapassam a zona cecal. Systema lymphatico.....

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Parabaris parabaris* Travassos, 1922.

Parabaris parabaris Travassos, 1922

(Fig. 85)

Parabaris parabaris Travassos, 1922, p. 22.
Parabaris parabaris Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 51, pl. 14, fig. 154.

HABITAT: — Intestino de *Piaractus brachypomus* (Cuv.).

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Parabaris quadrangulatum (Daday, 1907)

Distomum (?) quadrangulatum Daday, 1907, p. 470, pl. 24, fig. 1-3.
Distoma quadrangulatum Stunkard, 1917, p. 83.
Distomum (?) quadrangulatum Travassos, Artigas & Pereira, 1928, p. 51, pl. 14, fig. 155.
Denticauda quadrangularis Fukui, 1929, p. 333.

HABITAT: — Intestino de *Colossoma bidens* (Agass.).

DISTR. GEOGR.: — America do Sul.

Fig. 85

Parabaris parabaris Travassos, 1922 seg. Trav. Artigas & Pereira.

Hexangium Goto & Ozaki, 1929

Hexangium Goto & Ozaki, 1929, p. 374, 377.

ESPECIE TYPO: — *H. sigani* Goto & Ozaki, 1929.

Microscaphidiidae. Corpo allongado. Ventosa oral sem diverticulos. Esophago com pharynge posterior. Cecos largos, terminando longe da extremidade posterior. Póro genital ao nivel do meio do esophago. Bolsa do cirro rudimentar. Vesicula seminal longa. Testiculos redondos, post-equatoriaes, post-cecaes, com campos e zonas coincidindo parcialmente. Ovario post-testicular. Canal de Laurer presente. Utero intra-cecal, pre-ovariano. Vitellinos intra-e extra-cecaes e na zona cecal. Systema lymphatico. . . .

HABITAT: — Intestino de peixes.

ESPECIE TYPO: — *Hexangium sigani* Goto & Ozaki, 1929.

Hexangium sigani Goto & Ozaki, 1929

(Fig. 86)

Hexangium sigani Goto & Ozaki, 1929, p. 374, fig. 9-12.
Hexangium sigani Willey, 1930, p. 62, pl. 9, fig. A.

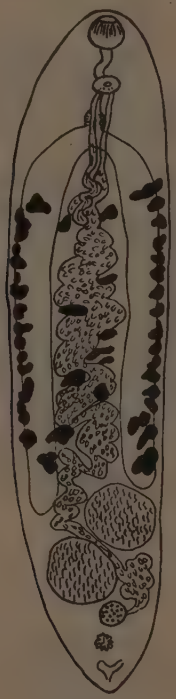


Fig. 86

Hexangium sigani Goto & Ozaki, 1929, seg. Goto & Ozaki.

Hexangium sigani Yamaguti, 1934, p. 533, fig. 144.

HABITAT: — Intestino de *Siganus fuscescens*.
DISTR. GEOGR.: — Pacifico.

Nephrobius Poche, 1925

Nephrobius Poche, 1925, p. 224.
Nephrobius Fuhrmann, 1928, p. 102.
Nephrobius Sprehn, 1932, p. 202.

ESPECIE TYPO: — *N. colymbi* Poche, 1925.

Este genero se approxima inteiramente de *Polyangium*. E' referido para Colymbus (ave), tendo como localisação o rim. Estas indicações estão inteiramente fóra do observado em todo este grupo de trematodeos. Parece ter havido um equivoco de rotulo no material.

Nephrobius colymbi Poche, 1925

Nephrobius colymbi Poche, 1925, p. 228, pl. I, fig. 1-28; t. f. 1-6.
Nephrobius colymbi Sprehn, 1932, p. 202, fig. 132.

HABITAT: — Rim de *Colymbus articus*.

DISTR. GEOGR.: — Zona Paleartica.

LISTA SYSTEMATICA DOS HOSPEDADORES

BIMANA-HOMIDAE

Homo sapiens L.

Hawkesius hawkesi (Cobbold, 1875).
Gastrodiscoides hominis (Lewis & Connel, 1876).

PRIMATA-CERCOPITHECIDAE

Cynomolgus fascicularis Raffl.

Hawkesius hawkesi (Cobbold, 1875).

Cercopithecus (Cercopithecus) callitrichus E. Geoff.

Hawkesius hawkesi (Cobbold, 1875).

CEBIDAE

Nyctipithecus trivirgatus Humbold.

Amphistomum emarginatum Diesing, 1839.

RODENTIA-CASTORIDAE

Castor fiber L.

Stichorchis subtriquetus (Rudolphi, 1814).

MURIDAE-MICROTINAE

Fiber zibethicus L.

Wardius zibethicus Barker & East, 1915.

OCTODONTIDAE-CAPROMYINAE

Myocastor coypus Molina.

Chiostichorchis waltheri (Sprehn, 1932).

CAVIIDAE

Hydrochoerus capibara L.

Taxorchis schitocotyle (Fischoeder, 1901).

UNGULATA-ARTIODACTYLA-HIPPOPOTAMIDAE.

Hippopotamus (Hippopotamus) amphibius L.

Paramphistomum (P.) gigantocotyle (Brandes, 1896).
Paramphistomum (P.) wagandi Leiper, 1910.
Paramphistomum (P.) pisum Leiper, 1910.
Paramphistomum (Cauliorchis) buxifrons Leiper, 1910.
Cotylophoron sellsi (Leiper, 1910).
Cotylophoron minutum (Leiper, 1910).
Carmyerius cruciformis (Leiper, 1910).

BOVIDAE-BOVINAE.

Bos sp.

Paramphistomum (Cauliorchis) microon Railliet, 1910.
Stephanopharynx compactus Fischoeder, 1901.
Homalogaster poloniae Poirier, 1882.

Bos taurus L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Paramphistomum (P.) ichkawai Fukui, 1926.
Paramphistomum (P.) gotoi Fukui, 1922.
Paramphistomum (P.) anisocotyle Faust, 1920.
Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum (Creplin, 1848).
Paramphistomum (Cauliorchis) birmiense Railliet, 1924.
Cotylophoron cotyiophorum (Fischoeder, 1901).
Fischoederius elongatus (Poirier, 1883).
Fischoederius cobboldi (Poirier, 1883).
Carmyerius gregarius (Looss, 1896)
Carmyerius spatiosus (Brandes, 1898).
Stephanopharynx compactus Fischoeder, 1901.
Balanorchis anastrophus Fischoeder, 1901.
Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).
Homalogaster poloniae Poirier, 1892.
Amphistoma tuberculatum Cobbold, 1875.
Homalogaster taiwana Sugimoto, 1915.

Bos indicus L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Paramphistomum (P.) orthocoelium Fischoeder, 1901.
Paramphistomum (P.) bothriophoron (Braun, 1892).
Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum (Creplin, 1849).
Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).
Gastrotylax crumenifer (Creplin, 1847).

Homalogaster poloniae Poirier, 1882.

Bos chinensis ?

Paramphistomum (P.) ichikawai Fukui, 1926.
Gastrotylax crumenifer (Creplin, 1847).
Fischoederius elongatus (Poirier, 1883).

Bison bonasus L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Bibos frontalis Lambert.

Fischoederius elongatus (Poirier, 1883).
Fischoederius cobboldi (Poirier, 1883).
Homalogaster poloniae Poirier, 1882.

Buffelus buballus L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Paramphistomum (P.) orthocoelium Fischoeder, 1901.
Paramphistomum (P.) anisocotyle Faust, 1920.
Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum (Creplin, 1849).
Gastrotylax crumenifer (Creplin, 1847).
Fischoederius elongatus (Poirier, 1883).
Fischoederius cobboldi (Poirier, 1883).
Carmyerius spatiosus (Brandes, 1898).

BOVIDAE-CAPRINAE.

Ovis aries L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Paramphistomum (P.) orthocoelium Fischoeder, 1901.
Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum (Creplin, 1849).
Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).
Gastrotylax crumenifer (Creplin, 1847).
Homalogaster poloniae Poirier, 1882.

Capra (C.) hircus L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Homalogaster poloniae Poirier, 1882.
Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).

BOVIDAE-BUBALINAE

Bubalis major Blyth.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Fischoederius elongatus (Poirier, 1883).
Carmyerius gregarius (Looss, 1896).
Homalogaster poloniae Poirier, 1882.

Bubalis sp.

Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).

Anoa depressicornis H. Smith.

Fischoederius elongatus (Poirier, 1883).

BOVIDAE-ANTILOPINAE

Gazella dorcas L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Antilope sp.

Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).
Carmyerius spatiosus (Brandes, 1898).

Aepyceros melampus Licht.

Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).

BOVIDAE-NEOTRAGINAE.

Cobus sp.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).
Stephanopharynx compactus Fischoeder, 1901.

Cobus (Cobus) defassa Rueppel.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Cobus (C.) maria Gray.

Carmyerius wenioni (Leiper, 1908).

Cobus (Adenota) kob Erxl.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).

Redunca bohor Rueppel.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Carmyerius spatiosus (Brandes, 1898).
Stephanopharynx secundus Stunkard, 1929.

Redunca redunca Pallas.

Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).

Neotragus pygmaeus L.

Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).

BOVIDAE-HIPPOTRAGINAE.

Hippotragus equinus I. Geoffr.

Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum (Creplin, 1849).
Carmyerius spatiosus (Brandes, 1898).

BOVIDAE-TRAGELAPHINAE.

Tragelaphus scriptus Pall.

Carmyerius spatiosus (Brandes, 1898).

Boselaphus tragocamelus Pall.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790)

Limnotragus gratus Sclat.

Carmyerius exosporus Maplestone, 1923.

CERVIDAE-CERVINAE.

Dorcelaphus campestris F. Cuv.

Paramphistomum (P.) liorchis Fischoeder, 1901.

Dorcelaphus dicotomum Illig.

Paramphistomum (P.) liorchis Fischoeder, 1901.
Balanorchis anastrophus Fischoeder, 1901.
Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

Odocoileus mexicanus Gm.

Paramphistomum (P.) liorchis Fischoeder, 1901.

Mazama rufus Illig.

Paramphistomum (P.) liorchis Fischoeder, 1901.

Mazama simplicicornis Illig.

Paramphistomum (P.) liorchis Fischoeder, 1901.

Mazama nambi Fitz.

Paramphistomum (P.) liorchis Fischoeder, 1901.

Cervus (Cervus) elaphus L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Cervus (Dama) dama L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Cervus (Rucercus) eldi Cuth.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Paramphistomum (P.) orthocoelium Fischoeder, 1901.

Alce machlis Orgilby.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Capreolus capreolus L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Rangifer tarandus L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

SUIDAE-SUINAE.

Sus (Sus) scrofa dom. L.

Stichorchis giganteus (Diesing, 1835).
Gastrodiscoides hominis (Lewis & Connel, 1876).

Phacochoerus sp.

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876).

Phacochoerus africanus Gm.

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876).

SUIDAE-TAYASSINAE.

Tayassus (Tayassus) tajacu L.

Stichorchis giganteus (Diesing, 1835).
Taxorchis schistocotyle (Fischoeder, 1901).

Tayassus (Olidosus) albirostris Illig.

Stichorchis giganteus (Diesing, 1835).

UNGULATA-TRAGULIDAE.

Tragulus napus F. Cuv.

Gastrodiscoides hominis (Lewis & Connel, 1876).

HIPPOIDEA-EQUIDAE.

Equus (Equus) caballus L.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Pseudodiscus collinsi (Cobbold, 1875).
Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876).
Gastrodiscus secundus Looss, 1907.

Equus (Hippotigris) zebrae L.

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1875).

Equus (Asinus) asinus L.

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1875).

Equus sp.

Gastrodiscus secundus Looss, 1907.

PROBOSCIDEA-ELEPHANTIDAE.

Elephas maximus L.

Pseudodiscus collinsi (Cobbold, 1875).
Hawkesius hawkesi (Cobbold, 1875).
Pfenderius papillatus (Cobbold, 1882).

Tugumaea heterocaeca Fukui, 1926.
Gastrodiscus secundus Looss, 1907.

Elephas africanus Blum.

Brumptia bicaudata (Poirier, 1908).

PERISSODACTYLA-TAPIRIDAE.

Tapirus americanus Briss.

Cladorchis pyriformis (Diesing, 1838).
Cladorchis asper (Diesing, 1838).

RHINOCERONTIDAE.

Rhinoceros sp.

Brumptia bicaudata (Poirier, 1908).

Diceros simus Busch.

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876).

SIRENIA-TRICHECIDAE.

Trichechus inunguis Pelz.

Chiorchis fabaceus (Diesing, 1838).

Trichechus manatus L.

Chiorchis fabaceus (Diesing, 1838).

Trichechus senegalensis Desm.

Chiorchis fabaceus (Diesing, 1838).

AVES.

ANSERIFORMIS-ANATIDAE.

Sarcidiornis melanota Temm.

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

Nettion brasiliense (Briss.).

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

Nettion carolinense (Gm.).

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

Cairina moschata L. *fera* & *dom.*

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

Anser anser (Brunn.).

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

Nyroca americana (Bp.) ?

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

Spatula clypeata (Briss.). ?

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

CHARADRIFORMES-CHARADRIDAE.

Ochthodromus wilsonia (Ord.).

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

Gallinago delicata (Ord.).

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

Numenius arquata (L.).

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835).

GALLIFORMES-PHASIANIDAE.

Gallus gallus dom. (L.).

Zygocotyle lunatum (Diesing, 1835)

PODICIPEDIFORMES.

Colymbus articus.

Nephrobius colymbi Poche, 1926.

CHELONIA.

CHELONIDAE.

Chelone mydas (L.).

Schizamphistoma scleroporum (Creplin, 1844).
Schizamphistomoides spinulosum (Looss, 1901).
Microscaphidium reticulare (v. Beneden, 1859).
Microscaphidium aberrans Looss, 1902.
Polyangium linguatula (Looss, 1899).
Polyangium miyajimai Kobayashi, 1915.
Angiodictyum parallelum (Looss, 1901).
Octangium sagitta (Looss, 1899).
Octangium hasta Looss, 1902.
Octangium takanoi Kobayashi, 1921.
Deuterobaris proteus (Brandes, 1891).

Halichelis atra Merr.

Schizamphistoma scleroporum (Creplin, 1844).

TESTUDINIDAE.

Pseudemys troosti Holbr.

Allassostoma magnum Stunkard, 1917.

Pseudemys elegans Wied.

Allassostoma magnum Stunkard, 1917.

Pseudemys floridana Lec.

Allassostomoides parvum (Stunkard, 1917).

Pseudemys picta (Schn.).

Allassostomoides parvum (Stunkard, 1917).

CHELYDRIDAE.

Chelidra serpentina (L.).

Allassostoma parvum (Stunkard, 1917).

DERMATEMYDAE.

Dermatemys mawii Gray.

Schizamphistomoides tabascensis Caballero & Sokoloff, 1934.

CHELIDIDAE.

Chelis fimbriata (Schn.).

Nematophila grande (Diesing, 1839).

Hydraspis geoffroyiana (Schw.).

Nematophila grande (Diesing, 1839).

Hydraspis gibba (Schw.).

Nematophila grande (Diesing, 1839).

Hydraspis schopfii ?

Nematophila grande (Diesing, 1839).

Rhinemys nasuta (Schw.).

Nematophila grande (Diesing, 1839).

PELOMEDUSIDAE.

Podocnemis dumeriliana (Schw.).

Nematophila grande (Diesing, 1839).

Podocnemis expansa (Schw.).

Nematophila grande (Diesing, 1839).

Podocnemis tracaxa (Spix).

Nematophila grande (Diesing, 1839).

OPHIDIA.

Thamnophis sirtalis.

Ophioxenus dienteros (Sumwalt, 1926).

Thamnophis ordinoides.

Ophioxenus dienteros (Sumwalt, 1926).

Herpethodrias fuscus.

Catadiscus dolichocotyle (Cohn, 1903).

AMPHIBIA.

RANIDAE.

Rana sp.

Diplodiscus amphichrus Tubangui, 1933.

Rana esculenta L.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).
Opisthodiscus diplodiscoides Cohn, 1904.

Rana temporaria L.

Diplodiscus subclavatus (Göeze, 1782).

Rana catesbiana Shaw.

Megalodiscus temperatus (Stafford, 1905).
Megalodiscus intermedius (Hunter, 1930).
Allassostomoides parvum (Stunkard, 1916).

Rana areolata Baird & Gir.

Megalodiscus temperatus (Stafford, 1905).

Rana clamata Guenth. (=*R. clamitans*).

Allassostomoides parvum (Stunkard, 1917).

Megalodiscus temperatus (Stafford, 1905).

Rana sphaenocephala.

Megalodiscus americanus Chandler, 1923.

Rana virescens.

Megalodiscus temperatus (Stafford, 1905).

Rana stenocephala.

Megalodiscus temperatus (Stafford, 1905).

Rana montezumae Baird.

Megalodiscus montezumae n. sp.

Rana pipiens.

Allassostomoides parvum (Stunkard, 1917).

Pseudacris triseriata.

Megalodiscus temperatus (Stafford, 1905).

Xenopus laevis.

Diplodiscus doyeri Ortlepp, 1926.

Xenopus laevis.

Diplodiscus doyeri Ortlepp, 1926.

DISCOGLOSSIDAE.

Bombinator igneus (Laur.).

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

BUFONIDAE.

Bufo vulgaris (Laur.).

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Bufo viridis (Laur.).

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Bufo regularis Reuss.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Bufo marinus (L.).

Catadiscus cohni Trav., 1926.

HYLIDAE.

Hyla arborea (L.).

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Hyla aurea Less.

Diplodiscus megalochrus Johnston, 1912.

Hyla ewingii Dum. & Bibr.

Diplodiscus microchus Johnston, 1912.

Hyla cinerea Schneider.

Megalodiscus temperatus (Stafford, 1905).

CYSTIGNATHIDAE.

Limnodynastes peronii (Dum. & Bibr.).

Diplodiscus megalochrus Johnston, 1912.

Limnodynastes tasmaniensis Gthr.

Diplodiscus microchus Johnston, 1912.

Pseudis paradoxa (L.).

Diplodiscus pygmaeus Lutz, 1928.

SALAMANDRIDAE.

Molge vulgaris (L.).

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Molge alpestris (Laur.).

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Triturus viridescens (Raf.).

Megalodiscus temperatus (Stafford, 1905).

AMPHIUMIDAE.

Amphiuma means Gard.

Megalodiscus americanus Chandler, 1923.

PEIXES.

Batagus basta.

Stunkardia dilymphosa Bhalerao, 1931.

Chaenolabritus gulosus (Cuv. & Val.).

Paramphistomum ? stunkardi Holl, 1930.

Chaetodon sp.

Paragyliauchen chaetodontis Yamaguti, 1934.

Cambarus propinquus.

Allassostomoides parvum (Stunkard, 1917).

Cantherinus modestus.

Plectognathotrema cephalopore Layman, 1930.

Cataphractus corone Natt.

Pseudocladorchis ferrum-equinum (Daday, 1907).

Collossoma bidens (Agass.).

Pseudocladorchis cylindricus (Diesing, 1836).
Pseudocladorchis macrostomus Daday, 1907.
Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).
Parabaris quadrangulatum (Daday, 1907).

Doras costatus (L.).

Pseudocladorchis ferrum-equinum (Daday, 1907).

Doras dorsalis Val.

Diplodiscus ? cornu (Diesing, 1836).

Doras granulosus Val.

Pseudocladorchis cylindricus (Diesing, 1836).
Pseudocladorchis ferrum-equinum (Daday, 1907).
Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).

Eupomotis gibbosus (L.).

Paramphistomum ? stunkardi Holl, 1930.

Helostoma temmincki.

Helostomatis helostomatis (Mac Callum, 1905).

Monacanthus cirrifer.

Cephaloporus monacanthi Yamaguti, 1934.

Myelosoma aureum (Spix.).

Pseudocladorchis cylindricus (Diesing, 1836).
Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).

Myletes torquatus Kner.

Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).

Myleus sp.

Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).
Dadaytrema elongata Vaz, 1932.
Dadaytrema minima Vaz, 1932.
Travassosinia dilatata (Daday, 1907).

Neoceratodus forsteri.

Amphistoma sp. Johnston, 1912.

Pangasius nasutus.

Dadaytrema (?) pangasi Mac Callum, 1905.

Piaractus brachypomus (Cuv.).

Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).
Travassosinia dilatata (Daday, 1907).
Parabaris parabaris Travassos, 1922.

Pimelodus megacephalus ?

Pseudocladorchis cylindricus (Diesing, 1836).
Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).

Plecostomus punctatus Cuv. & Val.

Kalitrema kalitrema Trav. 1933.

Pomacanthus arcuatus (L.).

Cleptodiscus reticulatus Linton, 1910.

Salmo sp.

Pseudocladorchis cylindricus (Diesing, 1836).
Pseudocladorchis macrostomus Daday, 1907.
Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).
Dadayius marenzelleri (Diesing, 1907).

Salminus maxilosus (Cuv. & Vall.).

Dadaytrema oxycephala (Diesing, 1836).

Siganus fuscescens.

Gyliauchen papillatus (Goto & Matsudaira, 1918).
Hexangium sigani Goto & Ozaki, 1929.

Silurus palmitus Natt.

Microrchis megacotyle (Diesing, 1836).

Sahaeroides lunaris.

Opistolebis amplicaelus Nicoll, 1915.

Tachysurus sp.

Gyliauchen taurachodes Nicoll, 1915.

Xesurus scalprum (Cuv. & Val.).

Telotrema caudatum Ozaki, 1933.

MOLLUSCOS.

RISSOIDAE.

Amnicola francovaria.

Cercaria indicae XXXII Sewell, 1922.

VIVIPARIDAE.

Cleopatra bulinoides.

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876).

Cleopatra cyclostomoides.

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876).

LIMNAEIDAE.

Limnaea leuteola.

Fischoederius elongatus (Poirier, 1883).

Limnaea acuminata.

Cercaria indicae XXIX Sewell, 1922.

Limnaea succinea.

Cercaria indicae XXIX Sewell, 1922.

Limnaea (Galba) humilis (Say)=*Fossaria modicella* Say.

Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).

Limnae (Galba) bulinoides techella.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Pseudosuccinea columella.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

BULLINIDAE.

Bullinus (Isidora) dybowski Fischer.

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Bullinus (Isidora) forskali (Eherenberg).

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Cercaria mosaica Faust, 1926.

Bullinus (Isidora) schakoi Jickeli.

Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum (Creplin, 1849).
Cotylophoron cotylophorum (Fischoeder, 1901).
Cercaria mosaica Faust, 1926.

Bullinus (Isidora) tropicus (Krauss).

Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum (Creplin, 1849).

Bullinus (Isidora) contortus (= ? Physa alexandrina).

Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).
Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

PLANORBIDAE.

Planorbis sp.

Gastrodiscus aegyptiacus (Cobbold, 1876).
Cercaria dubita Faust, 1924.

Planorbis nitidus.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Planorbis vortex.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Planorbis rotundus.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Planorbis planorbis.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Planorbis spirorbis.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Planorbis saigonensis.

Cercaria hemispherica Faust, 1924.

Planorbis euphraticus.

Cercaria indicae XXIX Sewell, 1922.

Planorbis atticus.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

Planorbis trivolvis Say.

Megalodiscus temperatus (Stafford,
Allassostomoides parvum (Stunkard, 1917).
Cercaria corti O'Roke, 1917.
Cercaria missouriensis Mc Coy, 1921.
Cercaria inhabilis Cort, 1914.
Cercaria diastropha Cort, 1914.
Cercaria convoluta Faust, 1919.

Planorbis exustus (Indoplanorbis).

Cercaria indicae XXI Sewell, 1922.
Cercaria indicae XXVI Sewell, 1922.
Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Planorbis compressus.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).
Paramphistomum (P.) cervi (Zeder, 1790).

Planorbis möllendorfi Cless.

Cercaria nervosa Faust, 1922.

Planorbis antrosus (Conrad) = *Heliosoma antrosa* (Conrad).

Allassostomoides parvum (Stunkard, 1917).

Segmentina mica.

Diplodiscus subclavatus (Goeze, 1782).

INDICE

ABERRANS, MICROSCAPHIDIUM 126
aberrans, Microscaphidium 126
aegyptiaca, Distoma 107
aegyptiacus, Gastrodiscus 107
AEGYPTIACUS, GASTRODISCUS 107
aegyptiacus, Gastrodiscus 107
ALASSOSTOMA vide Allassostoma (erro)
ALLASSOSTOMA, 68
Allassostoma, 68
Allassostoma, 70
Allassostoma magnum, 68, 69
ALLASSOSTOMA MAGNUM, 69
Allassostoma magnum, 69, 70
Allassostoma (Allassostomoides), 70
Allassostoma (Allassostomoides) parvum, 70
Allassostoma parvum, 70, 71
Allassostomoides, 36 (nota)
ALLASSOSTOMOIDES, 70
Allassostomoides, 70
Allassostomoides parvum, 70
ALLASSOSTOMOIDES PARVUM, 70
Allassostomoides parvum, 70.
americanus, Diplodiscus, 99
americanus, Megalodiscus 98, 99
AMERICANUS, MEGALODISCUS 98, 99
americanus, Megalodiscus 99
americanus, Opisthodiscus 99, 100
AMPHICHRUS, DIPLODISCUS 98
amphichrus, Diplodiscus 98
Amphistoma sp., 113
Amphistoma asperum, 52
Amphistoma conicum, 32
Amphistoma cornu, 98
Amphistoma dolichocotyle, 103
Amphistoma fabaceus, 66
Amphistoma giganteum, 53
Amphistoma gigantocotyle, 32
Amphistoma grande, 86
Amphistoma hawkesius, 59
Amphistoma lunatum, 88
Amphistoma megacotyle, 76
Amphistoma oxycephalum, 80
Amphistoma papillatus, 63
Amphistoma pyriforme, 51
Amphistoma spinulosum, 73
Amphistoma subtriquetrus, 54
Amphistoma watsoni, 59
Amphistomata, 25.
Amphistomum bothriophoron, 31
Amphistomum collinsi, 57
Amphistomum collinsi var. staleyi, 58
Amphistomum collinsii, 57
Amphistomum crumenifer, 40
Amphistomum cylindricum, 70
AMPHISTOMUM EMARGINATUM, 113
Amphistomum emarginatum, 113
Amphistomum explanatum, 34
Amphistomum ferrum-equinum, 79
Amphistomum (Gastrodiscus) hominis, 110
Amphistomum hawkesii, 59
Amphistomum hawkesius, 59
Amphistomum hominis, 110
Amphistomum lunatum, 88
Amphistomum ornatum, 59
Amphistomum papillatus, 63
Amphistomum (Pseudodiscus) hawkesius, 59
Amphistomum scleroporum, 67.
Amphistomum spinulosum, 73
AMPHISTOMUM TUBERCULATUM, 113
Amphistomum tuberculatum, 113
amplicoelus, Opistholebis 114
AMPLICOELUS, OPISTHOLEBIS 114
amplicoelus, Opistholebis 114
anastrophus, Balanorchis 91, 92
ANASTROPHUS, BALANORCHIS 92
anastrophus, Balanorchis 92, 93
Angiodictyidae, 125
Angiodictyidae, 125, 126
Angiodictyinae, 125
ANGIODICTYUM, 129
Angiodictyum, 129
Angiodictyum parallelum, 129
ANGIODICTYUM PARALLELUM, 129
Angiodictyum parallelum, 129
ANISOCOTYLE, PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM), 33
anisocotyle, Paramphistomum 33

anisocotyle, Paramphistomum (P.) 33
ASPER, CLADORCHIS 52
asper, Cladorchis 52
asper, Cladorchis (Cladorchis) 52
asperum, Amphistoma 52
ASTA, OCTANGIUM 132
asta, Octangium 132
BALANORCHINAE, 90
Balanorchinae, 90
BALANORCHIS, 91
Balanorchis, 91
Balanorchis, 91
Balanorchis anastrophus, 91, 92
BALANORCHIS ANASTROPHUS, 92
Balanorchis anastrophus, 92, 93
Baris, 132
Baris proteus, 134
bathycotyle, Paramphistomum 29
bicaudata, Amphistoma 105
bicaudata, Brumptia 104, 105
bicaudata, Brumptia 106
BIRMIENSE, PARAMPHISTOMUM (CAULIORCHIS) 36
birmiense, Paramphistomum 36
(Bothriophoron), 28
BOTHRIOPHORON, PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) 31
bothriophoron, Amphistomum 31
bothriophoron, Paramphistoma (Paramphistoma) 32
bothriophoron, Paramphistomum 31
bothriophoron, Paramphistomum (Bothriophoron) 31
Brumptia, 104
BRUMPTIA, 104
Brumptia bicaudata, 104, 105, 106
Brumptia gigas, 104, 105, 106
BRUMPTINAE, 104
Brumptinae, 104
bubalis, Gastrotylax 44
(Buxifrons), 28
(Buxifrons), 34
buxifrons, (Paramphistomum) 36
buxifrons, Paramphistomum (Buxifrons), 36
BUXIFRONS, PARAMPHISTOMUM (CAULIORCHIS) 36
calicophorum, Paramphistomum 34
CARMYERIUS, 41
Carmyerius, 41, 42
Carmyerius (Carmyerius), 41
Carmyerius (Carmyerius) gregarius, 42
CARMYERIUS CRUCIFORMIS, 44
Carmyerius cruciformis, 44
CARMYERIUS EXOSPORUS, 44
Carmyerius exosporus, 44
Carmyerius (Gastrotylacias), 41
Carmyerius (Gastrotylacias) spatiosus, 44
Carmyerius (Gastrotylacides), 41
Carmyerius (Gastrotylacides) mancupatus, 44.
Carmyerius gregarius, 42
CARMYERIUS GREGARIUS, 42
Carmyerius gregarius, 42
Carmyerius mancupatus, 44
CARMYERIUS SPATIOSUS, 43
Carmyerius spatiosus, 44
Carmyerius (Synethes), 41.
Carmyerius (Synethes) synethes, 44
Carmyerius (Thylogaster), 41
Carmyerius (Thylogaster) minutus, 44
CARMYERIUS WENIYONI, 45
Carmyerius weniyoni, 45
CATADISCUS, 102
Catadiscus, 102
CATADISCUS COHNI, 104
Catadiscus cohni, 104
Catadiscus dolichocotyle, 103
CATADISCUS DOLICHOCOTYLE, 103
Catadiscus dolichocotyle, 103
caudatum, Telotrema 118, 119
CAUDATUM, TELOTREMA 119
caudatum, Telotrema 119, 120
(Cauliorchis), 28
(CAULIORCHIS), 33
cauliorchis, Paramphistomum (Cauliorchis), 28
CAULIORCHIS, PARAMPHISTOMUM (CAULIORCHIS) 34
cauliorchis, Paramphistomum (Cauliorchis) 34
cephalopore, Plectognathotrema 122
CEPHALOPORE, PLECTOGNATHOTREMA, 122
cephalopore, Plectognathotrema 122

CEPHALOPORIDAE, 120
Cephaloporinae, 120
Cephaloporus, 120
CEPHALOPORUS, 120
Cephaloporus, 120
Cephaloporus monachanthi, 120, 121
CEPHALOPORUS MONACHANTHI, 121
Cephaloporus monachanthi, 121
ceratosa, Zygocotyle 88, 89
Cercaria II, 123
Cercaria convoluta, 71, 124
CERCARIA CONVOLUTA, 124
CERCARIA CORTI, 123
Cercaria corti, 123
CERCARIA DIASTROPHA, 122
Cercaria diastropha, 122, 123
Cercaria diesingi, 97
Cercaria diplocotylea, 97
CERCARIA DUBITA, 123
Cercaria dubita, 123
Cercaria frondosa, 38
Cercaria gastrodici aegyptiaci, 108
CERCARIA HEMISPHERICA, 123
Cercaria hemispherica, 123
CERCARIA INDICAE XXI, 125
Cercaria indicae XXI, 125
CERCARIA INDICAE XXVI, 124
Cercaria indicae XXVI, 124
CERCARIA INDICAE XXIX, 124
Cercaria indicae XXIX, 124
CERCARIA INDICAE XXXII, 124
Cercaria indicae XXXII, 124, 125
Cercaria inhabilis, 71, 100, 122
CERCARIA INHABILIS, 122
CERCARIA MISSOURIENSIS, 124
Cercaria missouriensis, 124
CERCARIA MOSAICA, 123
Cercaria mosaica, 123
CERCARIA NERVOSA, 124
Cercaria nervosa, 124
Cercaria pigmentata, 30
cervi, Paramphistomum 29, 32, 33
cervi, Paramphistomum 27, 28, 29, 30
CERVI, PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) 29
cervi, Paramphistomum (Paramphistomum) 28
cervi, Paramphistomum (P.). 29
ceylonensis, Fischoederius 46.
chaelidrae, Paramphistomum 70
chaetodontis, Paragyliauchen 116, 117
CHAETODONTIS PARAGYLIAUCHEN 118
chaetodontis, Paragyliauchen 118
CHIORCHIS, 65
Chiorchis, 65. 66
Chiorchis (Chiorchis), 66
Chiorchis (Chiorchis) dilatatus, 82
Chiorchis (Chiorchis) fabaceus, 67
Chiorchis (Chiorchis) pangasii, 82
Chiorchis (Chiorchis) papillatus, 80
Chiorchis (Chiorchis) oxycephalum, 80
Chiorchis dilatatus, 82
Chiorchis fabaceus, 66
CHIORCHIS FABACEUS, 66
Chiorchis fabaceus, 66, 67
Chiorchis (Helostomatis), 82
Chiorchis (Helostomatis) helostomatis, 84
Chiorchis lunatus, 88
Chiorchis (Microrchis), 77
Chiorchis (Microrchis) cylindricus, 78
Chiorchis (Microrchis) ferrum-equinum, 79
Chiorchis (Microrchis) megacotyle, 76
Chiorchis oxycephalus, 80
Chiorchis pangasii, 81
Chiorchis papillatus, 80
CHIOSTICHORCHIS, 61
Chiostichorchis, 61
Chiostichorchis myopotami, 62
Chiostichorchis waltheri, 61
CHIOSTICHORCHIS WALTHERI, 62
CLADORCHINAE, 49
Cladorchinae, 36 nota
Cladorchinae, 49, 50, 106
Cladorchis, 50
CLADORCHIS, 50
Cladorchis, 51, 52, 53, 104
CLADORCHIS ASPER, 52
Cladorchis asper, 52
Cladorchis (Cladorchis), 50
Cladorchis (Cladorchis) asper, 52
Cladorchis (Cladorchis) pyriformis, 51
Cladorchis helostomatis, 83
Cladorchis pyriformis, 51
Cladorchis pyriformis, 51
CLADORCHIS PYRIFORMIS, 51

Cladorchis (Stichorchis), 52, 53
Cladorchis (Stichorchis) giganteus, 53
Cladorchis (Stichorchis) subtriquetrus, 54
Cladorchis subtriquetrus, 54
Cladorchis (Taxorchis), 55
Cladorchis (Taxorchis) schistocotyle, 55
Cladorchis watsoni, 59
CLEPTODISCUS, 71
Cleptodiscus, 71
Cleptodiscus reticulatus, 71, 72
CLEPTODISCUS RETICULATUS, 72
Cleptodiscus reticulatus, 72
COBBOLDI, FISCHOEDERIUS, 47
cobboldi, Fischoederius 47
cobboldi, Gastrotylax 47
cobboldi, Gastrotylax (Fischoederius) 47
cobboldii, Gastrotylax 47
collinsi, Amphistomum 57
collinsi, Pseudodiscus 57
COLLINSI, PSEUDODISCUS 57
collinsi, Pseudodiscus 58
collinsi, Pseudodiscus (Pseudodiscus) 58
collinsi stanleyi, Amphistomum 58
collinsii, Amphistomum 57
collinsii, Pseudodiscus 58
colymbi, Nephrobius 136
COLYMBI, NEPHROBIUS 136
colymbi, Nephrobius 136
compactus, Stephanopharynx 48
COMPACTUS STEPHANOPHARYNX 48
compactus, Stephanopharynx 48
compressus, Gastrotylax 40
conicum, Amphistoma 32
convoluta, Cercaria 71, 124
CONVOLUTA, CERCARIA 124
cornu, Amphistoma 98
CORNU, DIPLODISCUS ? 98
cornu, Diplodiscus 98
CORTI, CERCARIA 123
corti, Cercaria 123
Cotylophoron, 28
COTYLOPHORON, 36
Cotylophoron, 36
Cotylophoron cotylophorum, 37
COTYLOPHORON COTYLOPHORUM, 37
COTYLOPHORON MINUTUM, 39
Cotylophoron minutum, 39
COTYLOPHORON SELLSI, 38
cotylophoron sellsi, 38
Cotylophoron cotylophorum, 38
cotylophorum, Cotylophoron 37
COTYLOPHORUM, COTYLOPHORON 37
cotylophorum, Cotylophoron 38
cotylophorum, Paramphistoma (Cotylophoron) 37
crassum, Paramphistomum (Cauliorchis) 34
cotylophorum, Paramphistomum 37
CRUCIFORMIS (CARMYERIUS), 44
cruciformis, Carmyerius 44
cruciformis, Gastrotylax 44
crumenifer, Amphistomum 41
crumenifer, Gastrotylax 40
CRUMENIFER, GASTROTYLAX 40
crumenifer, Gastrotylax 41
crumenifer, Gastrotylax (Gastrotylax) 41
cylindricum, Amphistomum 78
cylindricus, Chiorchis (Microrchis) 78
cylindricus, Pseudocladorchis 77, 78
CYLINDRICUS, PSEUDOCLADORCHIS 78
cylindricus, Pseudocladorchis 78
Dadayia, 79, 80
Dadayia oxycephala, 80
Dadayinae, 50
DADAYIUS, 84
Dadayius, 84
DADAYIUS MARENZELLERI, 85
Dadayus marenzelleri, 84, 85
DADAYTREMA, 79
Dadaytrema, 80
DADAYTREMA ELONGATA, 81
Dadaytrema elongata, 81
DADAYTREMA MINIMA, 81
Dadaytrema minima, 81
DADAYTREMA OXYCEPHALA, 80
Dadaytrema oxycephala, 80
DADAYTREMA ? PANGASII, 81
Denticauda, 134
Denticauda quadrangularis, 134
Deuterobaridinae, 125
Deuterobaridinae, 125
DEUTEROBARIS, 132
Deuterobaris, 132
Deuterobaris proteus, 132

DEUTEROBARIS PROTEUS, 133
Deuterobaris proteus, 134
DIASTROPHA, CERCARIA 122
diastropha, Cercaria 122, 123
dicranocoelium, Paramphistomum 31
dicranocoelium, Paramphistomum (Orthocoelium) 31
dienteros, Ophioxenos 74, 75
DIENTEROS, OPHIOXENOS 75
dienteros, Ophioxenos 75
diesingi, Cercaria 97
dilatata, Travassosinia 82
DILATATA, TRAVASSOSINIA 82
dilatata, Travassosinia 82
dilatatus, Chiorchis 82
dilatatus, Chiorchis (Chiorchis) 82
dilymphosa, Stunkardia 90
DILYMPHOSA, STUNKARDIA 90
dilymphosa, Stunkardia 90, 91
diplocotylea, Cercaria 97
DIPLODISCINAE, 94
Diplodiscinae, 94
diplodiscoides, Opisthodiscus 101
DIPLODISCOIDES, OPISTHODISCUS 102
diplodiscoides, Opisthodiscus 102
Diplodiscus, 94, 95
DIPLODISCUS, 95
Diplodiscus, 95, 98
DIPLODISCUS AMPHICHRUS, 98
Diplodiscus amphichrus, 98
DIPLODISCUS ? CORNU, 98
Diplodiscus cornu, 98
DIPLODISCUS DOYERI, 98
Diplodiscus doyeri, 98
Diplodiscus intermedius, 100
Diplodiscus marenzelleri, 85
DIPLODISCUS MEGALOCHRUS, 97
Diplodiscus megalochrus, 97
DIPLODISCUS MICROCHUS, 97
Diplodiscus microchus, 97
DIPLODISCUS PYGMAEUS, 98
Diplodiscus pygmaeus, 98
Diplodiscus subclavatus, 95, 96
DIPLODISCUS SUBCLAVATUS, 96
Diplodiscus subclavatus, 96, 97, 98
Diplodiscus temperatus, 100
Diplodiscus temperatus, 100
Dissotrema, 115
Dissotrema papillatus, 116
Dissotrematidae, 113, 114
Distoma aegyptiaca, 107
Distoma ? quadrangularis, 134
dolichocotyle, Amphistoma 103
dolichocotyle, Catadiscus 103
DOLICHOCOTYLE, CATADISCUS 103
dolichocotyle, Catadiscus 103
doyeri, Diplodiscus 98
doyeri, Diplodiscus 98
DUBITA, CERCARIA 123
dubita, Cercaria 123
ELONGATA, DADAYTREMA 81
elongata, Dadaytrema 81
elongatus, Fischoedererius 45
ELONGATUS, FISCHOEDERIUS 45
elongatus, Fischoederius 46
elongatus, Gastrotylax 45
elongatus, Gastrotylax (Fischoederius) 46
EMARGINATUM, AMPHISTOMUM 113
emarginatum, Amphistomum 113
epiclitum, Paramphistomum 28
EXOSPORUS, CARMYERIUS 44
exosporus, Carmyerius 44
exosporus, Gastrotylax (Carmyerius) 44
(Explanatum), 34
(Explanatum), 28
explanatum, Paramphistoma 34
explanatum, Paramphistoma (Explanatum) 35
explanatum, Paramphistomum 28
explanatum, Paramphistomum (Cauliorchis) 34
EXPLANATUM, PARAMPHISTOMUM (CAULIORCHIS) 34
fabaceum, Amphistoma 66
fabaceus, Chiorchis 66
FABACEUS, CHIORCHIS 66
fabaceus, Chiorchis 66, 67
fabaceus, Chiorchis (Chiorchis) 67
ferrum-equinum, Amphistomum 79
ferrum-equinum, Chiorchis (Microrchis) 79
ferrum-equinum, Microrchis 79
FERRUM-EQUINUM, PSEUDOCLADORCHIS 79
fichoederi, Fischoederius 45, 46

FISCHOEDERIUS, 45
Fischoederius, 45
Fischoederius ceylonensis, 46
FISCHOEDERIUS COBBOLDI, 47
Fischoederius cobboldi, 47
Fischoederius cobboldii, 47
Fischoederius elongatus, 45
FISCHOEDERIUS ELONGATUS, 45
Fischoederius elongatus, 46
Fischoederius fischoederi, 45, 46
Fischoederius siamensis, 46
fraternum, Paramphistomum 34
frondosa, Cercaria 38
gastrodici aegyptiaca, Cercaria 108
GASTRODISCIDAE, 106
Gastrodiscidae, 106
Gastrodiscinae, 106
GASTRODISCOIDES, 109
Gastrodiscoides, 109
GASTRODISCOIDES HOMINIS, 109
Gastrodiscoides hominis, 110
Gastrodiscus, 106
GASTRODISCUS, 106
Gastrodiscus, 106, 107, 109
Gastrodiscus sp., 109, 111
Gastrodiscus aegyptiacus, 107
GASTRODISCUS AEGYPTIACUS, 107
Gastrodiscus aegyptiacus, 107, 108
Gastrodiscus hominis, 110
Gastrodiscus minor, 107
Gastrodiscus polymastus, 107
GASTRODISCUS SECUNDUS, 109
Gastrodiscus secundus, 109
Gastrodiscus sonsinoi, 107
(Gastrotylacias) Carmyerius, 41
Gastrotylacidae, 39
(Gastrotylacides) Carmyerius, 41
GASTROTYLACINAE, 39
Gastrotylacinae, 39
Gastrotylax, 39
GASTROTYLAX, 39
Gastrotylax, 39, 40
Gastrotylax sp., 40
Gastrotylax bubalis, 44
Gastrotylax (Carmyerius), 42
Gastrotylax (Carmyerius) exosporus, 44
Gastrotylax (Carmyerius) gregarius, 42
Gastrotylax (Carmyerius) spatiosus, 44
Gastrotylax (Carmyerius) weniyoni, 45
Gastrotylax cobboldi, 47
Gastrotylax compressus, 41
Gastrotylax cruciformis, 44
Gastrotylax crumenifer, 40
GASTROTYLAX CRUMENIFER, 40
Gastrotylax crumenifer, 41
Gastrotylax elongatus, 45
Gastrotylax (Fischoederius), 45
Gastrotylax (Fischoederius) cobboldi, 47
Gastrotylax (Fischoederius) elongatus, 46
Gastrotylax (Gastrotylax) crumenifer, 41
Gastrotylax gregarius, 42
Gastrotylax maneupatus, 43, 44
Gastrotylax minutus, 43, 44
Gastrotylax spatiosus, 43, 44
Gastrotylax synethes, 43, 44
Gastrotylax wenyoni, 45
giganteum, Amphistoma 53
giganteus, Cladorchis (Stichorchis), 53
giganteus, Stichorchis 53
GIGANTEUS, STICHORCHIS 53
giganteus, Stichorchis 53
giganthocotyle, Amphistomum 32
giganthocotyle, Paramphistoma (Paramphistoma), 32
giganthocotyle, Paramphistomum 32
GIGANTHOCOTYLE, PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) 32
gigas, Brumptia 104, 105, 106
gotoi, Paramphistoma (Paramphistoma) 33
gotoi, Paramphistomum 33
GOTOI, PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) 33
gracile, Paramphistomum 29
gracilis, Redia 97
grande, Amphistoma 86
grande, Nematophila 86
GRANDE, NEMATOPHILA 86
grande, Nematophila 86
gregarius, Carmyerius 42
GREGARIUS, CARMYERIUS 42
gregarius, Carmyerius 42
gregarius Carmyerius (Carmyerius) 42
gregarius, Gastrotylax 42
gregarius, Gastrotylax (Carmyerius) 42
Gyliauchen, 114, 115

GYLIAUCHEN, 115
Gyliauchen, 115
Gyliauchen taurachodes, 116
GYLIAUCHEN TAURACHODES, 116
Gyliauchen taurachodes, 116
GYLIAUCHEN PAPILLATUS, 116
Gyliauchen papillatus, 116
GYLIAUCHENIDAE, 114
Gyliauchenidae, 114
Gyliaucheninae, 114
hawkesi, Amphistomum (Pseudodiscus) 59
hawkesi, Hawkesius 59
HAWKESI, HAWKESIUS 59
hawkesi, Pseudodiscus 59, 60
hawkesii, Amphistomum 59
hawkesii, Pseudodiscus (Hawkesius) 59
HAWKESIUS, 58
hawkesius, Amphistoma 59
HAWKESIUS HAWKESIUS, 59
HELOSTOMATIS, 82
helostomatis, Chiorchis (Helostomatis) 84
helostomatis, Cladorchis 83
Helostomatis helostomatis, 82, 83
HELOSTOMATIS HELOSTOMATIS, 83
helostomatis, Helostomatis 82, 83
HELOSTOMATIS HELOSTOMATIS 83
HEMISPHERICA, CERCARIA 123
hemispherica, Cercaria 123
heterocaeca, Tugumaea 63, 64
HETEROCAECA, TUGUMAEA 65
heterocaeca, Tugumaea 65
HEXANGIUM, 135
Hexangium, 135
Hexangium sigani, 135
HEXANGIUM SIGANI, 136
Hexangium sigani, 136
HOMALOGASTER, 111
Homalogaster, 111
Homalogaster philippinensis, 111
Homalogaster poirieri, 111, 112
Homalogaster poloniae, 111
HOMALOGASTER POLONIAE, 111
Homalogaster poloniae, 111, 112
HOMALOGASTER TAIWANA, 112
Homalogaster taiwana, 112
hominis, Amphistomum, 110
hominis, Amphistomum (Gastrodiscus) 110
hominis, Gastrodiscoides, 109, 110
HOMINIS, GASTRODISCOIDES 110
hominis, Gastrodiscus 110
Ichikawai, Paramphistoma (Paramphistoma) 33
ichikawai, Paramphistomum 33
ICHIKAWAI, PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) 33
ijimai, Paramphistomum 34, 35
INDICAE XXI, CERCARIA 125
indicae XXI, Cercaria 125
INDICAE XXVI, CERCARIA 124
indicae XXVI, Cercaria 124
INDICAE XXIX, CERCARIA 124
indicae XXIX, Cercaria 124
INDICAE XXXII, CERCARIA 124
indicae XXXII, Cercaria 124, 125
indicum, Paramphistomum 29
inhabilis, Cercaria 71, 100, 122
INHABILIS, CERCARIA 122
intermedius, Diplodiscus 100
INTERMEDIUS, MEGALODISCUS 100
intermedius, Megalodiscus 100
KALITREMA, 93
kalitrema, 93
Kalitrema, 93
Kalitrema kalitrema, 93
kalitrema, Kalitrema 93
KALITREMA, KALITREMA 93
Kalitrema kalitrema, 93
kalitrema, Kalitrema 93
KALITREMATINAE, 93
Kalitrematinae, 93
linguatula, Microscapha 129
linguatula, Monostomum 128
linguatula, Polyangium 127, 128
LINGUATULA, POLYANGIUM 128
linguatula, Polyangium 128, 129
liorchis, Paramphistoma (Paramphistoma) 32
liorchis, Paramphistomum 32
liorchis, Paramphistomum (Paramphistomum) 32
lunatum, Amphistoma 88
lunatum, Amphistomum 88
lunatum, Chiorchis 88
lunatum, Zygocotyle 88

LUNATUM, ZYGOCOTYLE 88
lunatum, Zygocotyle 88, 89
macaci, Pseudodiscus (Watsonius) 60
macaci, Watsonius 59
MACROSTOMUS, PSEUDOCLADORCHIS 78
macrostomus, Pseudocladorchis 78
magnum, Allassostoma 68, 69
MAGNUM, ALLASSOSTOMA 69
magnum, Allassostoma 69, 70
manati, Schizamphistoma 67
mancupatus, Carmyerius 44
mancupatus, Carmyerius (Gastrotylax) 44
mancupatus, Gastrotylax 43, 44
marenzelleri, Dadayus 84, 85
MARENZELLERI, DADAYUS 85
marenzelleri, Dadayus 85
marenzelleri, Diplodiscus 85
megacotyle, Amphistoma 76
megacotyle, Chiorchis (Microrchis) 76
megacotyle, Microrchis 76
MEGACOTYLE, MICRORCHIS 76
megacotyle, Microrchis 76
MEGALOCHRUS, DIPLODISCUS 97
megalochrus, Diplodiscus 97
MEGALODISCUS, 98
Megalodiscus, 98
Megalodiscus americanus, 98, 99
MEGALODISCUS AMERICANUS, 99
Megalodiscus americanus, 99
MEGALODISCUS INTERMEDIUS, 100
Megalodiscus intermedius, 100
MEGALODISCUS MONTEZUMAE, 100
Megalodiscus montezumae, 101
Megalodiscus ranophilus, 100
MEGALODISCUS TEMPERATUS, 100
Megalodiscus temperatus, 98
microbothrium, Paramphistomum 29
MICROCHUS, DIPLODISCUS 97
microchus, Diplodiscus 97
microbothrium, Paramphistomum 29
microon, Paramphistomum 36
MICROON, PARAMPHISTOMUM (CAULIORCHIS) 36
MICRORCHIS, 76
Microrchis, 76
Microrchis ferrum-equinum, 79
Microrchis megacotyle, 76
MICRORCHIS MEGACOTYLE, 76
Microrchis megacotyle, 76
Microrchis (Microrchis), 76
Microscapha, 126, 127, 129, 130
Microscapha linguatula, 129
Microscapha reticulare, 126
Microscapha sagitta, 132
MICROSCAPHIDIIDAE, 125
Microscaphidiidae, 125
Microscaphidiidae, 126
Microscaphidiinae, 125
Microscaphidiinae, 125, 126
Microscaphidium, 125
MICROSCAPHIDIUM, 126
Microscaphidium, 126
MICROSCAPHIDIUM ABERRANS, 126
Microscaphidium aberrans, 126
Microscaphidium parallelum, 129
Microscaphidium reticulare, 126
MICROSCAPHIDIUM RETICULARE, 126
Microscaphidium reticulare, 126
MINIMA, DADAYTREMA 81
minima, Dadaytrema 81
minor, Gastrodiscus 107
MINUTUM, COTYLOPHORON 39
minutum, Paramphistomum 39
minutum, Paramphistomum (Cotylophoron) 38
minutus, Carmyerius (Thylogaster) 44
minutus, Gastrotylax 43, 44
MISSOURIENSIS, CERCARIA 124
missouriensis, Cercaria 124
MIYAGIMAI, POLYANGIUM 129
miyagimai, Polyangium 129
monachanthi, Cephaloporus 120, 121
MONACHANTHI, CEPHALOPORUS 121
monachanthi, Cephaloporus 121
Monostomum linguatula, 128
Monostomum proteus, 131, 133, 134
Monostomum reticulare, 126
MONTEZUMAE, MEGALODISCUS 100
montezumae, Megalodiscus 100
MOSAICA, CERCARIA 123
mosaica, Cercaria 123
myopotami, Chiostichorchis 62
myopotami, Stichorchis 62
NEMATOPHILA, 85

Nematophila, 85
Nematophila grande, 86
NEMATOPHILA GRANDE, 86
Nematophila grande, 86
NEPHROBIUS, 136
Nephrobius, 136
Nephrobius colymbi, 136
NEPHROBIUS COLYMBI, 137
Nephrobius colymbi, 137
nephrodorchis, Pseudocladorchis 78
NERVOSA, CERCARIA 124
nervosa, Cercaria 124
Octangiinae, 125
Octangiinae, 125
OCTANGIUM, 130
Octangium, 130
OCTANGIUM ASTA, 132
Octangium asta, 132
Octangium sagitta, 130, 131
OCTANGIUM SAGITTA, 132
Octangium sagitta, 132
OCTANGIUM TAKANOI, 132
Octangium takanoi, 132
OPHIOXENUS, 74
Ophioxenus, 74
Ophioxenus dienteros, 74, 75
OPHIOXENUS DIENTEROS, 74
Ophioxenus dienteros, 75
Opisthodiscus, 95
Opisthodiscus, 98
OPISTHODISCUS, 101
Opisthodiscus americanus, 99
Opisthodiscus diplodiscoides, 101
OPISTHODISCUS DIPLODISCOIDES, 102
Opisthodiscus diplodiscoides, 102
Opistholebes, 113, 114
OPISTHOLEBES, 114
Opistholebes, 114
Opistholebes amplicoelus, 114
OPISTHOLEBES AMPLICOELUS, 114
Opistholebes amplicoelus, 114
OPISTHOLEBETIDAE, 113
Opistholebetidae, 113, 114
ornatum, Amphistomum 59
ornatum, Watsonius 59
ornatus, Pseudodiscus 60
(Orthocoelium), 28
orthocoelium, Paramphistoma (Paramphistoma) 31
orthocoelium, Paramphistomum 31
orthocoelium, Paramphistomum (Orthocoelium) 31
ORTHOCOELIUM, PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) 31
oxycephala, Dadayia 80
OXYCEPHALA, DADAYTREMA 80
oxycephala, Dadaytrema 80
oxycephalum, Amphistoma 80
oxycephalus, Chiorchis 80
oxycephalus, Chiorchis (Chiorchis) 80
pangasi, Chiorchis (Chiorchis) 81
pangasii, Chiorchis 81
PANGASII, DADAYTREMA ? 81
papillatus, Amphistoma 63
papillatus, Amphistomum 63
papillatus, Chiorchis 80
papillatus, Chiorchis (Chiorchis) 80
papillatus, Dissotrema 116
PAPILLATUS, GYLIAUCHEN 116
papillatus, Gyliauchen 116
papillatus, Pfenderius 63
PAPILLATUS, PFENDERIUS 63
papillatus, Pfenderius 63
papilliferum, Paramphistomum 29
papillosum, Paramphistomum 29, 67
PARABARIS, 134
Parabaris, 134
Parabaris parabaris, 134
parabaris, Parabaris 134
PARABARIS PARABARIS, 134
PARABARIS, PARABARIS 134
Parabaris parabaris, 134
parabaris, Parabaris 134
PARABARIS QUADRANGULARIS, 134
PARAGYLIAUCHEN, 116
Paragyliauchen, 116
Paragyliauchen chaetodontis, 116, 117
PARAGYLIAUCHEN CHAETODONTIS, 118
Paragyliauchen chaetodontis, 118
parallelum, Angyodictyum 129
PARALLELUM, ANGYODICTYUM 129
parallelum, Angyodictyum 129
parallelum, Microscaphidium 129

Paramphistoma, 27
(Paramphistoma), 28
(Paramphistoma) 28
Paramphistoma (Buxifrons) buxifrons, 36
Paramphistoma cervi, 29, 32
Paramphistoma (Cotylophoron), 37
Paramphistoma (Cotylophoron) cotylophoron, 37
Paramphistoma (Cotylophorum) minutum, 38
Paramphistoma (Cotylophorum) sellsi, 38
Paramphistoma explanatum, 28
Paramphistoma (Paramphistoma) anisocotyle, 33
Paramphistoma (Paramphistoma) bothriophorum, 32
Paramphistoma (Paramphistoma) gigantocotyle, 32
Paramphistoma (Paramphistoma) gotoi 33
Paramphistoma (Paramphistoma) ichikawai, 33
Paramphistoma (Paramphistoma) liorchis, 32
Paramphistoma (Paramphistoma) orthocoelium, 31
Paramphistoma (Paramphistoma) pisum, 33
Paramphistoma (Paramphistoma) wagandi, 32
Paramphistomatidae, 25, 26
Paramphistomatinae, 27
Paramphistomatinea, 39
Paramphistomida, 25
PARAMPHISTOMIDAE, 26
Paramphistomidae, 25
Paramphistomidae, 25, 26, 106
Paramphistominae, 26
Paramphistominae, 26, 27, 28
PARAMPHISTOMINAE, 26
PARAMPHISTOMOIDEA, 25
Paramphistomoidea, 25
Paramphistomum, 27
PARAMPHISTOMUM, 27
Paramphistomum, 27, 28
(Paramphistomum), 28
(PARAMPHISTOMUM), 28
(Paramphistomum), 28
Paramphistomum anisocotyle, 33
Paramphistomum bathycotyle, 29
Paramphistomum birmiense, 36
Paramphistomum bothriophorum, 31
Paramphistomum (Bothriophoron) bothriophorum, 31
Paramphistomum buxifrons, 36
Paramphistomum chaelidrae, 70
Paramphistomum calicophorum, 34
PARAMPHISTOMUM (CAULIORCHIS) BIRMIENSE. 36
PARAMPHISTOMUM (CAULIORCHIS) BUXIFRONS, 36
Paramphistomum (Cauliorchis) cauliorchis, 28
Paramphistomum (Cauliorchis) cauliorchis, 34
Paramphistomum (Cauliorchis) crassum, 34
Paramphistomum (Cauliorchis) explanatum, 34
PARAMPHISTOMUM (CAULIORCHIS) EXPLANATUM, 34
PARAMPHISTOMUM (CAULIORCHIS) MICROON, 36
Paramphistomum cervi, 27, 28
Paramphistomum cervi, 29, 30, 33
Paramphistomum cotylophorum, 37
Paramphistomum dicranocoelium, 31
Paramphistomum epiclitum, 29
Paramphistomum explanatum, 28, 34
Paramphistomum (Explanatum) explanatum, 35
Paramphistomum fraternum, 34
Paramphistomum gigantocotyle, 32
Paramphistomum gotoi, 33
Paramphistomum gracile, 29
Paramphistomum ichikawai, 33
Paramphistomum ijimai, 34, 35
Paramphistomum indicum, 29
Paramphistomum liorchis, 32
Paramphistomum microbothrium, 29
Paramphistomum microon, 36
Paramphistomum minutum, 39
Paramphistomum orthocoelium, 31
Paramphistomum (Orthocoelium) dicranocoelium, 31

Paramphistomum (Orthocoelium) orthocoelium, 31
Paramphistomum papilliferum, 29
Paramphistomum papillosum, 29, 67
PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) ANISOCOTYLE, 33
PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) BOTHRIOPHORON, 31
Paramphistomum (Paramphistomum) cervi, 28
PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) CERVI, 29
Paramphistomum (Paramphistomum) cervi, 29
Paramphistomum (Paramphistomum) gigantocotyle. 32
PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) GOTOI, 33
PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) ICHIKAWAI, 33
PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) LIORCHIS, 32
PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) ORTHOCOELIUM, 31
PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) PISUM, 33
PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) WAGANDI, 32
Paramphistomum parvipapillatum, 31
Paramphistomum pisum, 33
Paramphistomum scoliocoelium, 31
Paramphistomum sellsi, 38
Paramphistomum shipleyi, 31
Paramphistomum siamense, 34
Paramphistomum sp., 29, 36
Paramphistomum spinulosum, 73
Paramphistomum streptocoelium, 31
PARAMPHISTOMUM ? STUNKARDI, 36
Paramphistomum stunkardi, 36
Paramphistomum wagandi, 32
parvipapillatum, Paramphistomum 31
parvum, Allassostoma 70, 71
parvum, Allassostoma (Allasostomoides) 70
parvum, Allassostomoides 70
PARVUM, ALLASSOSTOMOIDES 70
parvum, Allassostomoides 70
PFENDERIUS, 62
Pfenderius, 62, 63
Pfenderius papillatus, 63
PFENDERIUS PAPILLATUS, 63
Pfenderius papillatus, 63
philippinensis. Homalogaster 111
pigmentata. Cercaria 30
pisum, Paramphistoma 33
pisum, Paramphistomum 33
PISUM, PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) 33
Planaria subclavata, 96
PLECTOGNATHOTREMA, 122
Plectognathotrema, 122
Plectognathotrema cephalopore, 122
PLECTOGNATHOTREMA CEPHALOPORE, 122
Plectognathotrema cephalopore, 122
poirieri, Homalogaster 111, 112
poloniae, Homalogaster 111
POLONIAE, HOMALOGASTER 111
poloniae, Homalogaster 111, 112
POLYANGIUM, 127
Polyangium, 127
Polyangium linguatula, 127, 128
POLYANGIUM LINGUATULA, 128
Polyangium linguatula, 128
POLYANGIUM MIYAGIMAI, 129
Polyangium miyagimai, 129
polymastus, Gastrodiscus 107
proteus, Baris 134
proteus, Deuterobaris 132
PROTEUS, DEUTEROBARIS 133
proteus, Deuterobaris 134
proteus, Monostomum 131, 133, 134
PSEUDOCLADORCHIS, 77
Pseudocladorchis, 77
Pseudocladorchis cylindricum 77, 78
PSEUDOCLADORCHIS CYLINDRICUM, 78
Pseudocladorchis cylindricum, 78
PSEUDOCLADORCHIS FERRO-EQUINUM, 79
PSEUDOCLADORCHIS MACROSTOMUS, 78
Pseudocladorchis macrostomus, 78
Pseudocladorchis nephrodorchis, 78
PSEUDODISCUS, 56
Pseudodiscus, 56, 58

Pseudodiscus collinsi, 57
PSEUDODISCUS COLLINSI, 57
Pseudodiscus collinsi, 58
Pseudodiscus collinsii, 58
Pseudodiscus (Hawkesius), 58
Pseudodiscus hawkesi, 59, 60
Pseudodiscus (Hawkesius) hawkesii, 59
Pseudodiscus ornatus, 60
Pseudodiscus (Pseudodiscus), 56
Pseudodiscus (Pseudodiscus) collinsi, 58
Pseudodiscus stanleyi, 58
Pseudodiscus stanleyii, 58
Pseudodiscus watsoni, 59, 60
Pseudodiscus (Watsonius), 58, 60
Pseudodiscus (Watsonius) macaci, 60
Pseudodiscus (Watsonius) zibethicus, 60
PYGMAEUS, DIPLODISCUS 98
pygmaeus, Diplodiscus 98
pyriforme, Amphistoma 51
pyriformis, Cladorchis 51
PYRIFORMIS, CLADORCHIS 51
pyriformis, Cladorchis 51
pyriformis, Cladorchis (Cladorchis) 51
quadrangularis, Denticauda 134
quadrangularis, Distoma ? 134
QUADRANGULARIS, PARABARIS 134
ranophilus, Megalodiscus 100
Redia gracilis, 97
reticulare, Microscapha 126
reticulare, Microscaphidium 126
RETICULARE, MICROSCAPHIDIUM 126
reticulare, Microscaphidium 126
reticulare, Monostomum 126
reticulatus, Cleptodiscus 71, 72
RETICULATUS, CLEPTODISCUS 72
reticulatus, Cleptodiscus 72
sagitta, Octangium 130, 131
SAGITTA, OCTANGIUM 131
sagitta, Octangium 132
sagitta, Microscapha 132
schistocotyle, Cladorchis (Taxorchis) 55
schistocotyle, Taxorchis 55
SCHISTOCOTYLE, TAXORCHIS 55
schistocotyle, Taxorchis 55
Schizamphistoma, 67
Schizamphistoma manati, 67
Schizamphistoma scleroporum, 68
Schizamphistominae, 49, 50
Schizamphistominen, 49
SCHIZAMPHISTOMOIDES, 72
Schizamphistomoides, 72
Schizamphistomoides spinulosum, 72, 73
SCHIZAMPHISTOMOIDES SPINULOSUM, 73
SCHIZAMPHISTOMOIDES TABASCENCIS, 74
Schizamphistomoides tabascencis, 74
SCHIZAMPHISTOMUM, 67
Schizamphistomum, 67
Schizamphistomum scleroporum, 67
SCHIZAMPHISTOMUM SCLEROPORUM, 67
Schizamphistomum scleroporum, 67
scleroporum, Amphistomum 67
scleroporum, Schizamphistoma 68
scleroporum, Schizamphistomum 67
SCLEROPORUM, SCHIZAMPHISTOMUM 67
scleroporum, Schizamphistomum 67, 68
scoliocoelium, Paramphistomum 31
SECUNDUS, GASTRODISCUS 109
secundus, Gastrodiscus 109
SECUNDUS, STEPHANOPHARYNX 49
secundus, Stephanopharynx 49
SELLSI, COTYLOPHORON 38
sellsi, Cotylophoron 38
sellsi, Paramphistoma (Cotylophorum) 38
sellsi, Paramphistomum 38
shipleyi, Paramphistomum 31
siamense, Paramphistomum 34
siamensis, Fischoederius 46
sigani, Hexangium 135
SIGANI, HEXANGIUM 136
sigani, Hexangium 136
sonsinoi, Gastrodiscus 107
sp. Paramphistomum, 29, 36
SPATIOSUS, CARMYERIUS 43
spatiosus, Carmyerius 44
spatiosus, Carmyerius (Gastrotylacias) 44
spatiosus, Gastrotylax 43, 44
spatiosus, Gastrotylax (Carmyerius) 44
spinulosum, Amphistoma 73
spinulosum, Amphistomum 73
spinulosum, Paramphistomum 73

SPINULOSUM, SCHIZAMPHISTOMOIDES 73
spinulosum, Schizamphistomoides 73
spinulosum, Schizamphistomoides 72
stanleyi, Amphistomum collinsi var. 58
stanleyi, Pseudodiscus 58
stanleyii, Pseudodiscus 58
Stephanopharingynae, 26 nota
STEPHANOPHARYNGINAE, 47
Stephanopharynginae, 47
Stephanopharynginea, 47
Stephanopharynx, 47
STEPHANOPHARYNX, 48
Stephanopharynx, 48
Stephanopharynx, compactus 48
STEPHANOPHARYNX COMPACTUS 48
Stephanopharynx, compactus 48
STEPHANOPHARYNX SECUNDUS 49
Stephanopharynx, secundus 49
STICHORCHIS, 52
Stichorchis, 53, 61
Stichorchis, giganteus 53
STICHORCHIS GIGANTEUS, 53
Stichorchis giganteus 53
Stichorchis myopotami, 62
STICHORCHIS SUBTRIQUETRUS, 54
Stichorchis subtriquetrus, 54
Stichorchis waltheri, 62
streptocoelium, Paramphistomum 31
STUNKARDI, PARAMPHISTOMUM ? 36
stunkardi, Paramphistomum 36
STUNKARDIA. 90
Stunkardia, 90
Stunkardia d.lymphosa, 90
STUNKARDIA DILYMPHOSA, 90
Stunkardia dilymphosa, 90, 91
subclavata, Planaria 96
subclavatus, Diplodiscus 95, 96
SUBCLAVATUS, DIPLODISCUS 96
subclavatus, Diplodiscus 96, 97, 98
subtriquetrus, Amphistoma 54
subtriquetrus, Cladorchis 54
subtriquetrus, Cladorchis (Stichorchis) 54
SUBTRIQUETRUS, STICHORCHIS 54
subtriquetrus, Stichorchis 54
(Synethes), Carmyerius 41
synethes, Carmyerius (Synethes) 44
synethes, Gastrotylax 43, 44
TABASCENSIS, SCHIZAMPHISTOMOIDES 74
tabascensis, Schizamphistomoides 74
TAGUMEA vide Tugumea (erro).
TAIWANA, HOMALOGASTER, 112
taiwana, Homalogaster 112
TAKANOI, OCTANGIUM 132
takanoi, Octangium 132
taurachodes, Gyliauchen 116
TAURACHODES, GYLIAUCHEN 116
taurachodes, Gyliauchen 116
TELOTREMA, 118
Telotrema, 118
Telotrema caudatum, 118, 119
TAXORCHIS, 55
Taxorchis, 55
Taxorchis schistocotyle, 55
TAXORCHIS SCHISTOCOTYLE, 55
Taxorchis schistocotyle, 55
TELOTREMA CAUDATUM, 119
Telotrema caudatum, 119, 120
temperatus, Diplodiscus 100
TEMPERATUS, MEGALODISCUS 100
temperatus, Megalodiscus 100
(Thylogaster), Carmyerius 41
TRAVASSOSINIA, 82
Travassosinia, 82
Travassosinia dilatata, 82
TRAVASSOSINIA DILATATA, 82
Travassosinia dilatata, 82
tricoronata, Verdunia 92
tricoronata, Verodunia 92, 93
TUBERCULATUM, AMPHISTOMUM 113
tuberculatum, Amphistomum 113
TUGUMEA, 63
Tugumea, 63
Tugumea heterocaeca, 63, 64
TUGUMEA HETEROCAECA, 65
Tugumea heterocaeca, 65
Verdunia, 91
Verdunia tricoronata, 92
Verodunia, 91
Verodunia tricoronata, 92, 93
wagandi, Paramphistoma (Paramphistoma), 32
wagandi, Paramphistomum 32

WAGANDI, PARAMPHISTOMUM (PARAMPHISTOMUM) 32
waltheri, Chiostichorchis 61
WALTHERI, CHIOSTICHORCHIS 61
waltheri, Stichorchis 62
WARDIUS, 60
Wardius, 60
Wardius zibethicus, 60
WARDIUS ZIBETHICUS, 60
Wardius zibethicus, 60
watsoni, Amphistoma 59
watsoni, Cladorchis 59
watsoni, Pseudodiscus 59, 60
watsoni, Watsonius 59, 60
Watsonius, 58, 60
Watsonius macaci, 59
Watsonius ornatus, 59
Watsonius watsoni, 59, 60
Watsonius zibethicus, 60
wellmani, Wellmanius 44
Wellmanius, 41
Wellmanius wellmani, 44
WENYONI, CARMYERIUS 44
wenyoni, Carmyerius 44
wenyoni, Gastrotylax 44
wenyoni, Gastrotylax (Carmyerius), 44
zibethicus, Pseudodiscus (Watsonius) 60
zibethicus, Wardius 60
ZIBETHICUS, WARDIUS 60
zibethicus, Wardius 60
zibethicus, Watsonius 60
Zygocotyle, 87
ZYGOCOTYLE, 88
Zygocotyle, 88
Zygocotyle ceratosa, 88, 89
Zygocotyle lunatum, 88
ZYGOCOTYLE LUNATUM, 88
Zygocotyle lunatum, 88, 89
ZYGOCOTYLINAE, 86
Zygocotylinae, 86.

BIBLIOGRAPHIA

ARTIGAS, P. & PACHECO, G. 1932—*Chiostichorchis myopotami* (Artigas & Pacheco, 1932), parasito do *Myocastor coypus. Chiostichorchis* n. g. *(Trematoda. Paramphistomidae).* Rev. Biol. Hyg. S. Paulo, vol. 3, fasc. 3/4, Dez. 1932, p. 103.

ARTIGAS, P. & PACHECO, G. 1932—*Stichorchis myopotami* n. sp. *(Trematoda. Paramphistomidae).* C. R. Soc. Biol., vol. 112, nº 4, p. 404.

BADANINE 1929—*Gastrodiscoides hominis* chez un sanglier a Kazakstan. The Russian J. of Tropical Medicine, Medical and Veterinary Parasitology, t. 7, nº 8, 1929 (em russo; resumo em francez).

BARKER 1915—Parasites of the American Muskrat *(Fiber zibethicus),* J. Parasitol., v. 1, p. 184.

BAYLIS 1929—A manual of Helminthology Medical and Veterinary.

BEAVER 1930—Studies on the development of *Allassostoma parvum* Stunkard, J. Parasitol., v. 16, p. 13.

BHALERAO 1926—The intestinal parasites of the bat *(Nyctinomus plicatus)* with a list of the trematodes hitherto recorded from Burma Journ. of Burma Res. Soc., v. 15, part III, p. 181.

BHALERAO 1931—Trematodes parasites of pigs in Bengal Rec. Ind. Mus., v. 33, p. 475.

BHALERAO 1931—Two new trematodes from reptiles: *Paryphostomum indicum* n. sp. and *Stunkardia dilymphosa* n. g., n. sp., Parasitology, v. 23, p. 99.

BHALERAO 1933—The trematode parasites of the indian elephant *Elephas indicus,* The Ind. J. of Vet. Sc. and Animal Husbandry, v. 3, part I, p. 103.

BRANDES 1896 in OTTO 1896—Beitrage zur Anat. und Hist. der Amphistomeen. Deuts. Ztschr. J. Tiermed. vol. 22 p. 85 etc.

BRAUN, M. 1901—Trematoden der Chelonier, Mitt. Zool. Mus., Berlin, II Bands pf. 1-58, pl. 1-11.

BRUMPT 1929—Particularités évolutives peu connues des cercaires d'Amphistomides, Ann. Parasitol., v. 7, f. 4, p. 212.

CABALLERO & SOKOLOFF 1934—Un nuevo trematodo anfistoma parasito del intestino de una tortuga de agua dulce *Dermatemys mawii* Gray. Ann. Inst. Biol. Mexico t. V nº 1 p. 41.

CARY 1909—The life-history of *Diplodiscus temperatus* Stafford, with especial reference to the development of the parthenogenetic eggs Zool. Jahrb., v. 26, p. 595, pl. 30-33.

CAWSTON 1918—The cercariae of the Transvaal, Parasitology, v. 11, p. 94.

CHANDLER 1923—Three new trematodes from Amphiuma means. Proc. U. S. Nat. Mus., v. 63, art. 3.

CHAPIN 1926—On the synonimy of *Megalodiscus ranophilus* Millzner, 1924. The Helm. Soc. of Wash., 91a. reunião, J. Parasitol., v. 12, p. 180.

COHN 1903—Zur Kenntnis einiger Trematoden. Centr. f. Bakt., v. 34, p. 35.

COHN 1904—Helminthologische Mittheilung II. Arch. f. Naturg., v. 70, p. 229.

CORT 1914—Larval trematodes from North American fresh-water snails. J. Parasitol., v. 1, p. 65.

CORT 1915—Some North American larval trematodes. Illinois Biol. Monogr., v. 1, nº 4.

CORT 1926—The Helminthological Soc. of Washington, 91a. reunião. J. Parasitol., v. 12, p. 180.

CRAM 1925—The Helminthological Soc. of Wash., J. Parasitol., v. 11, p. 217.

DADAY 1907—In Sudamerikanischen Fischen lebende Trematoden-Arten. Zool. Jahrb., Syst., v. 24, p. 419.

DIESING 1839—Neue Gattungen von Binnenwürmer nebst einen Nachtrage zur Monographie der Amphistomen. Ann. d. Wien. Mus. d. Naturg. vol. 2 (2) p. 219-242, pl. 14-20.

DIESING 1850—Systema Helminthum. I-II.

DOLLFUS 1932—Mission Saharienc Augieras-Draper 1927-28. Trematodes des Mammiferes, Oiseaux et Poissons. Bull. Mus. Hist. Nat. Par., 2 s., t. 4, nº 5, p. 555.

DUBOIS 1931—Trematoda — Materiaux de la Mission scientifique suisse en Angola. Bull. Soc. Neuchateloise des Sc. Nat. v. 55, p. 73.

DUFF, D. 1914—The beaver-fluke, *Amphistomum subtriquetrum* Rud. Ottawa Trans. R. Soc. Can. Ser. 3, 8, p. 87, 15 figs.

DUJARDIN 1845—Histoire naturelle des helminthes.

EVANS & RENNIE 1908—Notes on some parasites in Burma I. Ann. Trop. Vet. Calcutta, v. 3, p. 13.

EVANS & RENNIE 1909—Notes on some parasites in Burma II. Ann. Trop. Vet. Calcutta, v. 4, p. 134.

FAUST 1919—Notes on South African Cercaire. Jl. Parasit. vol. 5 p. 164.

FAUST 1919—The excretory system in Digenea. I-III. Biol. Bull. Wood's Hole 36.

FAUST 1920—Notes on trematodes from the Philippines. The Philippine J. of Sc., v. 17, p. 627.

FAUST 1922—Notes on larval flukes from China. Parasitology, v. 14, p. 248.

FAUST 1924—Notes on larval flukes from China II. Studies on some larval flukes from the Central and South Coast Provinces of China. Amer. J. of Hyg., v. 4, p. 241.

FAUST 1926—Further observations on South African larval trematodes. Parasitology, v. 18, p. 101.

FAUST 1929—Human Helminthology.

FERREIRA, W. 1933—*Zygocotyle lunatum* (Diesing, 1835) (Trematoda) parasito de *Gallus domesticus*. Arch. Esc. Sup. Agr. & Med. Vet., v. 10, fasc. 2, p. 172.

FISCHOEDER 1901—Die Paramphistomiden der Saugethiere. Zool. Anz., v. 24, p. 367.

FISCHOEDER 1902—Die Paramphistomiden der Saugethiere, Diss. Koenisb.

FISCHOEDER 1903—Die Paramphistomiden der Saugethiere. Zool. Jahrb., v. 17, p. 485.

FISCHOEDER 1904—Beschreibung dreier Paramphistomiden-Arten aus Saugethieren. Zool. Jahrb., v., 20, p. 453.

FUHRMANN 1928—Trematoda. Handbuch der Zoologie, Bd. II.

FUKUI 1929—Studies on Japanese Amphistomatous parasites, with revision of the grup. Jap. J. Zoology, v. 2, nº 3, p. 219.

GOHAR, N. 1934—Liste des trématodes parasites et leurs hôtes vertebrés signalés dans la vallée du Nil. Ann. Parasit. Hum. Comp. t. 12 nº 4, p. 322.

GOTO 1919—*Dissotrema* synonimous with *Gyliauchen*. Jl. Parasit. 6 p. 14.

GOTO & MATSUDAIRA 1918—On *Dissotrema papillatum* n. gen. n. sp. an. Amphismoid parasite from marine fish. Jl. Coll. Sci. Imp. Univ. vol. 39.

GOTO & OZAKI 1929—Brief notes on new trematodes II. Jap. J. of Zool. v. 2, nº 3, p. 369.

GROBELAARD 1922—I: South African *Paramphistomidae* (Froelich). II: Some trematodes in South African Anura, and the relationships and distribution of their hosts. Trans. R. Soc. of Africa, v. 10, part 3, p. 181.

HARWOOD 1931—Some parasites of Oklahoma turtles. J. Parasitol., v. 18, p. 98.

HARWOOD 1932—The helminths parasitic in the Amphibia and reptilia of Houston, Texas and vicinity. Proc. U. S. Nat. Mus., v. 81, art. 17.

HOLL 1928—New trematodes from the *Triturus viridescens*. J. Helminthol., v. 6, p. 175.

HOLL 1930—A Paramphistome from fishes. J. Parasitol., 16, p. 35.

HUNTER 1930—*Diplodiscus intermedius*, sp. nov. from *Rana catesbiana* Shaw. J. Parasitol., v. 17, p. 74.

INNES 1912—*Gastrotylax bubalis* n. sp., with a few notes on the genus *Gastrotylax* (Poirier). Parasitology, v. 5, p. 217.

JOHNSTON, S. J. 1912—On some trematodes parasites of Australian frogs. Proc. Linn. Soc. N. South Wales, v. 37, p. 285.

JOHNSTON, T. H. 1912—Notes on some entozoa. Proc. R. S. of Queensland, v. 24, p. 63.

JOYEUX 1929—Enkystement d'une Cercaire du type Cercaria armata chez un Turbellarié d'eaux douce. Bull. Path. Exot., v. 13, p. 182

JOYEUX & BAER 1928—Note sur quelques helminthes récoltés en Macedonie. Bull. Soc. Path. Exot., v. 21, p. 214.

JOYEUX, GENDRE & BAER 1928—Recherches sur les helminthes de l'Afrique Occidentale Française. Coll. de la Soc. Path. Ex., Monographie II.

JOYEUX & HOUDEMER 1928—Recherches sur la faune helminthologique de l'Indochine (Cestodes et Trematodes). Ann. Parasitol. Hum & Comp., v. 6, p. 289.

JOYEUX & MATHIAS 1926—Cestodes et Trématodes récoltés par le Prof. Brumpt au cours de la Mission du Bourg de Bozas. Ann. Parasitol., v. 4, p. 333.

KOBAYASHI 1921 (1915)—On some digenetic trematodes in Japan. Parasitology, v. 12, p. 380.

KRULL, W. 1932—Studies of the Life-History of *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901). Helminthol. Soc. Wash. J. Parasitol., v. 19, nº 2, p. 165.

KRULL 1933—The snails *Pseudosuccinea columella* and *Galba bulinoides techella*,

new host for *Paramphistomum cervi* (Schrank, 1790) Fisch., 1901, J. Parasitol., v. 20, nº 2, p. 108.

KRULL 1933—Notes on *Allassostoma parvum* Stunkard. J. Parasitol. v. 20, nº 2, p. 109.

KRULL 1934—Life history studies on *Cotylophoron cotylophorum* (Fischoeder, 1901) Stiles & Goldberger, 1910. J. Paras., v. 20, p. 173.

LAHILLE 1918—Nota sobre *Monostomum mutabile* y la classificacion general de los Trematodes. Physis., v. 4, p. 328.

LAHILLE & JOAN 1917—Nota preliminar sobre un nuevo género de Trematodes. Physis., v. 3, p. 216.

LAYMAN 1930—Bull. Pac. Sc. Fish. Research Stat. Vladivostok, 3, VI, p. 39, fig. 9. (in ref.).

LEIDY 1904—Recherches in Helminthology and Parasitology. Smithsonian Miscel Collections vol. XLVI.

LEIPER 1908—An account of some helminthes contained in Dr. C. M. Wenyon's collection from the Sudan. Third Report Wellcome Res. Labor. Khartoun, p. 187.

LEIPER 1910—The entozoa of the Hippopotamus. Proc. of the Zool. Soc. of London, v. 1, p. 233.

LEIPER 1911—Check-list of helminthes parasitic in cattle. The J. of the London School of Trop. Med., v. 1, p. 115.

LEIPER 1913—Observations on certain Helminthes of man. Trans. Soc. Trop. med. and Hyg. vol. 6 p. 265.

LE ROUX 1930—A preliminary communication on the life cycle of *Cotylophoron cotylophorum* and its pathogenicity for sheep and cattle. 16th. Rep. Direct. Vet. Serv. and An. Ind. Un. South. Africa, 1930, p. 243.

LINTON 1910—Helminth Fauna of the Dry Tortugas—II Trematodes. Carnegie Institution Publ. nº 133.

LOOSS 1892—Ueber *Amphistomum subclavatum* Rud. und seine Entwickelung. Festschrift zum Siebenzigsten Geburtstage R. Leuckart. Leipzig.

LOOSS 1896—Recherches sur la faune Parasitaire de l'Egypte I—Mem. Press. a l'institut Egyptienne, t. III, p. 1.

LOOSS 1899—Weitere Beitrage zur Kenntniss der Trematoden-Fauna Aegyptens. Zool. Jahrb., v. 12, p. 521.

LOOSS 1900—Nachtragliche Bemerkungen zu den Namen der von mir vorgeschlagenen Distomidengattungen. Zool. Anz., v. 23, p. 601.

LOOSS 1902—Ueber neue und bekannte Trematoden aus Seeschildkriten. Zool. Jahrb., Syst., v. 16, p. 411.

LOOSS 1912—Ueber den Bau einiger auscheinend seltner Trematoden-Arten. Zool. Jahrb., Syst., 15, p. 327.

LUEHE 1909—Trematodes. Die Susswasserfauna Deutschlands, p. 17.

LUTZ 1928—Estudios de Zoologia y Parasitologia Venezuelanus.

MAC CALLUM 1905—On two new Amphistome parasites of Sumatran fishes. Zool. Jahrb., Syst., v. 22, p. 669.

MAC CALLUM 1916—Some new species of parasitic Nematodes of marine fishes. Zoopath., v. 1, nº 1.

MAC CALLUM 1917—A new species of trematode *(Cladorchis gigas)* parasitic in Elephants. Bull. Amer. Mus. Nat. Hist., v. 37, p. 865.

MAC CALLUM 1918—Notes on the genus *Telorchis* and other trematodes. Zoopathologica, v. 1, nº 3.

MAC COY 1929—Notes on Cercariae from Missouri. J. Paras., v. 15, p. 199.

MAPLESTONE 1923—A revision of the Amphistomata of Mammals. Ann. Trop. Med. and Paras., v. 17, p. 113.

MILLZNER 1924—*Megalodiscus ranophilus* n. sp. a trematode from the rectum of *Rana pipiens*. Univ. Cal. Pub. Zool. v. 26, p. 325.

NICOLL 1915—The trematodes parasites of North Queesland. Parasit. 8 p. 22.

NICOLL 1923—A reference list of the trematode parasites of British birds. Parasitology, v. 15, p. 151.

NICOLL 1923—A reference list of the trematode parasites of British Mammals. Parasitology, v. 15, p. 236.

NICOLL 1926—A reference list of the trematode parasites of British Amphibia. Parasitology, v. 18, p. 14.

NOLLER 1929—Bemerkungen zur Kotuntersuchung bei norddeutschen Weiderindern. I—Paramphistomum eier und Leberegel eier. Tierarztli Rundch., v. 35, p. 748.

NOLLER & SCHMID 1928—Zur Kenntnis der Entwicklung von *Paramphistomum cervi* (Schrank) s. *Amphistomum conicum* (Zeder). Sitz. d. Gesellch. Naturf. Freunde z. Berl., Jg. 1927, nº 810, p. 148.

ODHNER 1911—Zum naturlichen System der digenen Trematoden I—Arch., f., Naturg., v. 37, p. 181.

O'ROKE 1917—Kansas Univ. Sc. Vol., v. 10, p. 161.

ORTLEPP, R. J. 1926—On a collection of helminths from a South African Farm., J. Helminthol., v. 4, nº 3, p. 127.

OZAKI 1933—*Telotrema caudatum* n. g., n. sp. ein neuer Typus der Trematodenfamilie *Gyliauchenidae* (Goto & Matsudaira)—Zool. Anz., v. 103, f. 11/12, p. 329.

PETERS 1931—The Helminth Parasites of Deer. Imp. Bus. Agr. Parasit. nº 4. Jl Helm. 9 nº 4, p. 217.

POCHE 1926—Das System der Platodaria. Arch. f. Naturg., v. 91, 2, p. 1.

PRICE 1928—Helminthological Society of Washington, J. Parasitol., v. 14, p. 197.

PRICE 1929—The host relationship of the trematode genus *Zygocotyle*. J. of Agric. Research. Washington, v. 36, p. 911.

RAILLIET 1924—Les helminthes des animaux domestiques et de l'homme en Indochine. Bull. Soc. Zool. de France, v. 49, p. 589.

RAILLIET & GOMY 1897—Une nouvelle affection parasitaire des Bovinés de Conchinchine: L'amphistomose hépatique. C. R. Soc. Biol., v. 4, ser. 10, p. 610.

RAILLIET, HENRY & JOYEUX 1912—Sur deux Trématodés de Primates. Bull. Soc. Path. Exot., v. 5, p. 833.

RAO & AYYAR 1932—A preliminary report of two Amphistome cercariae and their adults. Ind. J. Vet. Sci. & An. Husb., v. 2, p. 402: (ref: de The Vet. Bull., v. 4, nº 1, p. 38, 1934).

SEWELL 1922—Cercariae Indicae. Ind. J. of Med. Res., Suppl. v. X.

SOKOLOFF & CABALLERO 1932—Una nueva especie de Trematodo parasito del intestino del manati. Anales Inst. Biol. T. 3, nº 2, p. 163.

SOKOLOFF & CABALLERO 1933—Primera contribucion al conocimento de los

parasitos de *Rana montezumae*. Ann. del Inst. de Biol., t. IV, nº 1, p. 15.

SOLOMON 1932—On a collection of parasitic worms from East Africa. J. Helminthol., v. 10, nº 4, p. 209.

SPREHN 1932—Lehrbuch der Helminthologie.

STAFFORD 1905—Trematodes from Canadian Vertebrates. Zool. Anz., v. 38, p. 681.

STILES & GOLDBERGER 1910—A study of the anatomy of *Watsonius* (n. g.) *watsoni* of man and nineteen allied species of mammalian trematode worms of the superfamily *Paramphistomoidea*. Hyg. Labor. Bull. 60.

STILES & HASSALL 1926—Key catalogue of the worms reported for man. Hyg. Lab. Bull. 142.

STILES & HASSALL 1929—Key-cat. of parasites reported for Primates..... Hyg. Lab. Bull. 152.

STUNKARD 1917—Studies on North American Polystomidae, Aspidogastridae and Paramphistomidae. Illinois Biol. Mov., v. 3, nº 3.

STUNKARD 1924—On some trematodes from Florida Turtles. Amer. Micr. Soc., v. 43, nº 2, p. 97.

STUNKARD 1925—On present status of the Amphistome problem. Parasitology, v. 17, nº 2, p. 137.

STUNKARD 1926—On the specific identity of *Amphistomum bicaudatum* Poirier and *Cladorchis gigas* Mac Callum. Anat. Record, v. 34, p. 165.

STUNKARD 1929—The Parasitic Worms collected by the American Museum of Natural History Expedition to the Belgian Congo. Bull. Amer. Mus. of Nat. Hist., v. 58, art. VI, p. 233.

SUGIMOTO 1915—J. Agr. Formosa, nº 105, p. 37, fig. 1-5. (in ref.).

SUMWALT 1926—Trematode infestation of the snakes of San Juan Island, Puget Sound. Washngton Univ. Studies, v. 13, Sc. Series, nº 2, p. 73.

SZIDAT 1932—Parasiten aus Liberia und Franzosisch-Guinea. II-Teil: Trematoden. Zeits. f. Paras., Bd. 4, p. 506.

TAKAHASHI 1927—Die Zwischenwirte von *Diplodiscus subclavatus* (Pallas, 1760). Refer. in Zents. f. die Ges. Hyg. Bd. 18, 1929, p. 278.

TAKAHASHI 1927—Ueber die Entewicklung geschichte des *Paramphistomum cervi* (Zeder). Refer in zentr. f. d. Ges. Hyg. Bd. 18, 1929 p. 278.

TRAVASSOS 1921—Contribuição para a systematica dos *Paramphistomoidea* com uma nota sobre o emprego do phenol em helminthologia. Brasil-Medico, anno 35, nº 28, p. 357.

TRAVASSOS 1922—Informações sobre a fauna helminthologica de Matto-Grosso. Folha Medica, anno 3, nº 24, p. 187.

TRAVASSOS 1926—*Cataliscus cohni* n. sp. novo trematodeo de batrachio. Sciencia Medica, anno IV, nº 6, p. 278.

TRAVASSOS 1931—Notas helminthologicas. Bol. Biol. Fasc. 19, p. 148.

TRAVASSOS 1933—Sur un nouveau Trématode de Poissons de la vallée du fleuve Parahyba. C. R. Soc. Biol., v. 114, p. 839.

TRAVASSOS 1933—Observations sur *Zygocotyle lunatum* (Diesing, 1835) (Trematoda-Paramphistomidae). C. R. Soc. Biol., v. 114, p. 958.

TRAVASSOS 1934—*Atractis trematophila* n. sp., nematodeo parasito do ceco de um trematodeo *Paramphistomoidea* Mem. Inst. Osw. Cruz., t. 28, p. 267.

TRAVASSOS, ARTIGAS & PEREIRA 1928—Fauna helminthologica dos peixes de agua doce do Brasil. Arch. do Inst. Biol. de S. Paulo, v. 1, p. 5.

TRAVASSOS & VOGELSANG 1930—Pesquizas helminthologicas realisadas em Hamburgo — II: Sobre dois trematodeos parasitos de mammiferos. Mem. Inst. Osw. Cruz, t. 22, fasc. 4, p. 169.

TUBANGUI 1933—Trematodes parasites of Philippine Vertebrates VI. Phil. Jl. Science 52 p. 167.

VAZ, Z. 1932—Contribuição ao conhecimento dos trematodeos dos peixes fluviaes do Brasil. These—S. Paulo.

VIANA, L. 1924—Tentativa de catalogação das especies brasileiras de trematodeos. Mem. Inst. Osw. Cruz, t. XVII, f. 1 p. 95-227.

WALTER 1893—Untersuchungen ueber den Bau der Trematoden. Zeits. wiss. Zool. v. 56, p. 189.

WARD 1917—On the structure and classification on North American Parasitic worms. J. Paras., v. 1, p. 1.

WARD 1918 in WARD & WHIPPLE (1918)—Fresh-Water Biology.

WILLEY 1930—Studies on the lymphsystem of digenetic trematodes. J. of Morphology and Physiology, v. 50, p. 1.

WILLEY 1930—Notes on the interpretation and relations of lymph and excretory channels in the trematode *Hexangium sigani* Goto & Ozaki, 1929. Zool. Anz., v. 49, p. 62.

WILLEY 1933—The Lymph system of *Zygocotyle lunatum* (Trematoda-Paramphistomidae). Parasitology, v. 25, nº 2, p. 242.

WINOGRADOWA 1933—*Trichocephalus affinis* und *Paramphistomum cervi* in Renntier *(Rangifer tarandus)*. Z—Parasitenk. Bd. 5, p. 80.

YAMAGUTI 1934—Studies on the Helminth Fauna of Japan. Part 2: Trematodes of Fishes. Japan J. of Zool., v. 5, nº 3, p. 249.

Notas para o estudo da ordem Anoplura (*)

por

FABIO LEONI WERNECK

(Com 11 figuras no texto)

Microthoracius cameli (Linnaeus)

O exame realizado em abundante material colhido, a pedido nosso, em camello (*Camelus dromedarius*) e que nos foi gentilmente enviado pelo Sr. André Lepigre, director-adjuncto do Insectarium de Alger, nos permitte redescrever esta especie. Para os que se occupam desta ordem de parasitos, é desnecessario salientar o interesse desta redescripção; para os outros, uma ligeira exposição de motivos se impõe.

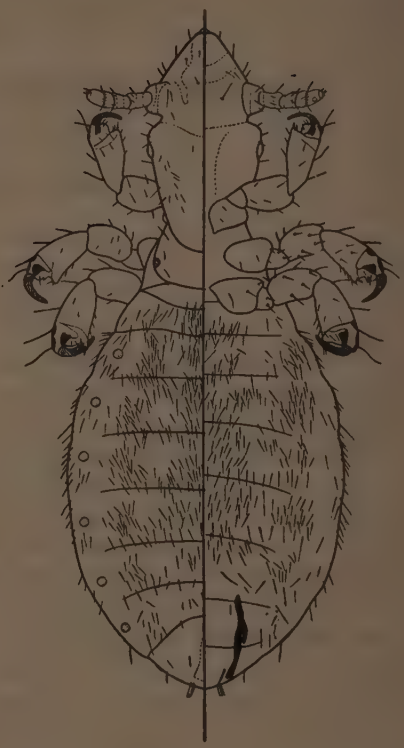
A unica informação original registrada sobre a especie datava de 1668, época em que Redi a representou em optima gravura, na sua obra «*Experienze intorno alla generatione degl'insetti*». Desde então o parasito não mais foi encontrado, de modo que os autores limitavam-se, apenas á citações ou, quando muito, á discussões sobre sua posição systematica, baseados na gravura original. Outros, ainda, nutriam duvidas quanto a sua existencia. Assim, o facto de termos encontrado o parasito, e sua consequente redescripção, vem resolver de modo claro uma questão tão debatida quanto velha.

Facil é imaginar que n'uma gravura de meiados do seculo XVII não estejam representadas as minucias de estructura necessarias, na actualidade, ao perfeito reconhecimento duma especie e que, assim sendo, este só possa ser feito pelo criterio do hospedador, uma vez satisfeita a condição primordial de não se encontrar pela comparação dos especimens ao desenho de Redi, differenças maiores que as razoavelmente attribuiveis ás condições de observação imperfeita em época tão remota. Não tendo Redi declarado de modo preciso o hospedador, pois que, anterior á Linnaeus, só podia servir-se de linguagem popular, na qual a palavra «*camello*» se applica á duas especies distinctas, adquirimos forçosamente a liberdade de eleger uma ou outra para hospedador typo do parasito.

O facto de ser usado, actualmente, em linguagem mais precisa o

(*) Recebido para publicação a 4 de Julho de 1934.

1



2

Microthoracius cameli (Lin.).

1. Femea, faces superior e inferior.
2. Macho, faces superior e inferior.

nome «*dromedario*» para designar o camello de uma bossa e de, nas mesmas condições, a palavra «*camello*» ser applicada ao camello de duas bossas, não significa em absoluto que fosse mais acertado escolher este ultimo para hospedador typo, pois que o sentido actual das palavras «*camello*» e «*dromedario*», acima exposto, é posterior á classificação de Lin-

naeus. Em época anterior dizia-se «*dromedario*» com a mesma significação que os romanos emprestavam á «*dromedarius*» e que hoje em dia é expressa commummente pela palavra arabe «*mehari*», indicando uma raça de camello de uma bossa exclusivamente destinada á montaria e empregada nas operações de guerra ou de côrso, em virtude da rapidez com que vence as grandes distancias do deserto. O nome «*camello*» era, e ainda o é, applicado correntemente á ambas as especies. Os gregos diziam χάμελος (chámelos) e os romanos «*camelus*» quando se referiam ao camello de uma bossa, que os arabes chamam «*djamel*», «*djemel*» ou ainda «*gamel*».

Descripção:

Femea (fig. 1) Comprimento 4.06 mm.

Cabeça longa, ellipsoide, tendo de comprimento menos de 1/3 do comprimento total do exemplar. A porção pré-antennal é triangular, com base ligeiramente maior que os bordos lateraes e a post-antennal, allongada é mais larga em sua extremidade anterior, onde a cabeça apresenta sua maior largura. As antennas, que se inserem no terço anterior da cabeça, são ligeiramente mais longas que as margens lateraes da porção pré-antennal da cabeça. De seus cinco segmentos, o primeiro é o maior e, sobretudo, o mais grosso; o segundo é accentuadamente mais longo que os restantes; os outros são approximadamente iguaes. Tuberculos occulares grandes, maiores que nas outras especies conhecidas no genero.

Thorax muito reduzido, principalmente quando visto de cima. Prothorax em fórma de crescente, envolvendo a extremidade posterior da cabeça e com dois estigmas respiratorios. Metathorax curto e largo, como se fosse um segmento abdominal. Mesothorax recoberto pelos outros segmentos thoracicos e visivel, apenas, pela face inferior do thorax.

Membros thoracicos approximadamente do mesmo tamanho.

Abdomen grande, ovoide, recoberto de numerosos pellos pequenos, irregularmente dispostos e apresentando no ultimo segmento duas manchas pigmentadas, uma de cada lado, de fórma allongada e visiveis tanto na face superior como na inferior.

Genitalia (fig. 3) formada por gonopodos pequenos, arredondados e bordados por um numero relativamente elevado de cerdas curtas. Na linha mediana encontra-se um disco fortemente chitinisado com pequeno orificio central, tendo de cada lado duas grandes placas pigmentadas, parallelas e de contorno irregular, principalmente em seus bordos internos.

Macho (fig. 2). Comprimento 2.82 mm.

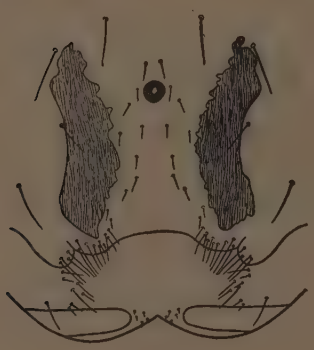
Muito semelhante á femea. Extremidade posterior do abdomen mais fina e apresentando, na face inferior, duas manchas escuras, correspondentes ás margens lateraes da placa genital.

Genitalia (fig. 4) formada de placa basal curta, com os bordos lateraes quasi parallelos na metade anterior e ligeiramente divergentes na posterior, de parameros delgados e de pseudo-penis em fórma de U. Entre os ramos terminaes da placa basal, encontra-se uma peça endomeral, longa, fina e fortemente recurvada, representada na fig. 5.

Nota:

Na ausencia dos typos, cujo encontro não nos parece possivel esperar, consideramos *Neotypos* as laminas 1122 á 1131 de nossa collecção, com cinco femeas e cinco machos.

O material que serviu ao nosso estudo, constituido por cerca de cem especimens, nos foi remettido pelo Sr. André Lepigre que, a pedido nosso,



3

4

5

Microthoracius cameli (Lin.): 3. Região genital da femea. 4. Genitalia do macho. 5. Penis.

o fez colher em camello (*Camelus dromedarius*) na região semi-desertica situada a 178 Km. ao sul de Alger (em linha recta); precisamente: em Hassi Bahbah, no Departamento de Alger, entre Boghari e Djelfa.

Como era licito esperar, pelo confronto das duas especies bem conhecidas do genero, as differenças entre a especie acima descripta e o *Microthoracius praelongiceps* Neumann não são grandes. São, comtudo, constantes e de molde a permittirem a identificação segura, quer d'uma, quer d'outra.

No parasito do camello, as duas grandes placas pigmentadas, em que se divide a placa genital da femea, são muito afastadas, deixando entre si um grande espaço, e não tocam o pequeno annel chitinisado que se en-

contra entre ellas. Na especie de Neumann, não só a fórma deste ultimo é inteiramente diversa como o afastamento das placas genitaes é menor e tão pequeno que estas tocam a placa mediana. O numero das cerdas que guarnecem os gonopodos e das que junto á ellas se encontram, fornece ainda elemento para distincção segura e facil entre as especies.

Nos machos, as genitalias, embora do mesmo typo, tem caracteres proprios. Encontra-se em *Microthoracius cameli* uma peça endomeral, entre os ramos terminaes da placa basal, fortemente recurvada, emquanto que no *Microthoracius praelongiceps* a mesma peça apresenta, apenas, ligeiro dente, como o de uma agulha de tricôt. Além disso a placa basal não tem o adelgaçamento que se encontra em meio do comprimento da placa basal de *Microthoracius praelongiceps*, sendo suas margens lateraes quasi rectilineas e ligeiramente divergentes.

Em ambos os sexos encontram-se differenças outras: a relação entre o comprimento da cabeça e o comprimento total do insecto, a relação entre a largura maxima da porção pré-antennal da cabeça e as margens lateraes desta, do ponto de inserção das antennas ao rostrum, o numero de pellos encontrados na face superior da cabeça junto as margens de sua porção posterior, o numero e tamanho dos pellos abdominaes etc..

Devemos dizer que as differenças acima citadas foram encontradas d'um modo absolutamente constante no grande numero de especimens que possuimos de ambas as especies.

As differenças entre o *Microthoracius cameli* e o *Microthoracius mazzai* são ainda mais accentuadas e desnecessario se torna enumeral-as. Lembraremos sómente a observada na fórma da cabeça e a que se encontra pela comparação dos membros thoracicos. O primeiro par de membros do *Microthoracius mazzai* é muito maior que os dois posteriores, emquanto que os de *Microthoracius cameli* são iguaes.

Eulinognathus caviae n. sp.

Descripção:

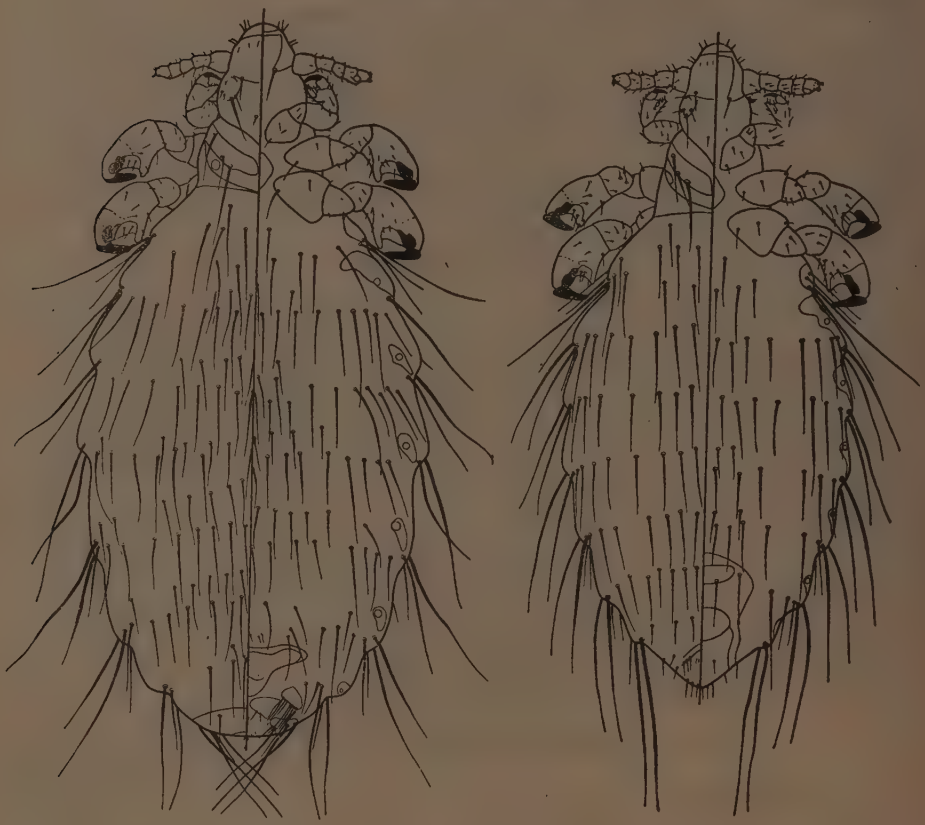
Femea (fig. 6). Comprimento 1.50 mm..

Cabeça pequena, com a extremidade anterior arredondada, temporas pouco salientes e occipital em ponta. Na face superior encontram-se tres pellos fortes, voltados para traz, nas regiões temporaes e na inferior dois pellos ao nivel das antennas. Outros, menores e sem interesse, são encontrados nas margens da cabeça e em sua face superior. Antennas grandes e com cinco articulos.

Thorax mais curto e mais largo que a cabeça, com seis cerdas longas na face superior e com uma placa external cuja fórma varia ligeira-

mente nos diversos especimens que examinámos, mas que sempre se approxima da representada na (fig. 8). Junto ás suas margens lateraes, com a abertura voltada para cima, encontra-se um par de estigmas respiratorios.

Os membros do primeiro par são muito pequenos, os dos outros são



6 7

Eulinognatus caviae: 6. Femea, faces superior e inferior. 7. Macho, faces superior e inferior.

muito fortes e sub-iguaes. Os medianos são, em rigôr, ligeiramente menores que os posteriores; todos porém são do mesmo typo.

Abdomen muito grande, oval, de margens onduladas, inteiramente desprovidos de placas chitinisadas nos tergitos e esternitos dos segmentos typicos e apresentando duas carreiras de cerdas em cada segmento, carreiras estas que pertencem a dois typos distinctos. Umas são formadas de

grande numero de cerdas e occupam toda a largura do abdomen, de margem á margem, enquanto que outras são constituidas de cerdas mais curtas, em menor numero e extendem-se apenas na zona mediana do abdomen. Os segmentos abdominaes apresentam, ainda, um par de cerdas longas em suas extremidades lateraes.

Junto ás margens lateraes do abdomen ha, de cada lado, sete placas pigmentadas que pouco se parecem com as placas pleuraes typicas encontradas nas outras especies do genero. São formadas por zonas de chitinisação mais intensa do tegumento, sem limites precisos e de fórma pouco regular, variando bastante d'um especimen á outro. Comtudo, póde-se affirmar que a primeira é a menor, a segunda a maior e que o tamanho das restantes decresce a medida que se approximam da extremidade posterior do abdomen (fig. 9).

8 9

Eulinognathus caviae: 8. Placa external. 9. Placas pleuraes.

No abdomen ha, sómente, cinco pares de estigmas respiratorios. Na setima placa encontra-se, regularmente, um ponto claro, como se fosse o de inserção d'um pello, que julgamos ser vestigio d'um estigma desapparecido.

Deve-se notar, ainda, na face superior do abdomen, uma faixa transversal pigmentada no ultimo segmento.

Genitalia como se acha representado na fig. 10.

Macho (fig. 7). Comprimento 1.33 mm..

Muito semelhante á femea. Abdomen com a extremidade posterior mais afilada e com uma unica carreira de cerdas em seus segmentos.

Genitalia (fig. 11) formada de placa basal larga, articulada a parameros fortes e tendo um pseudo-penis em fórma de V.

Hospedador typo: *Galea leucoblephara.*

Typo: Lamina 1141 com uma femea.

Allotypo: Lamina 1145 com um macho.

Paratypos: Laminas 1142, 1143, 1144, 1146, 1147 e 1148 com tres femeas e tres machos. Numerosos exemplares não montados no frasco 117. Todo o lote typo pertence á nossa collecção.

10

[11]

Eulinognathus caviae: 10. Região genital da femea. 11. Genitalia do macho.

Nota:

A familia *Haematopinidae* comporta actualmente grande numero de generos pequenos, baseados em caracteres morphologicos de valor insignificante, que tornar-se-hão insustentaveis com o apparecimento provavel de fórmas intermediarias. E' facil prever a necessidade d'uma transformação de grande vulto, sinão completa, em sua divisão generica, o que só poderá ser feito com acerto quando maior numero de especies forem conhecidas. Antes disso, qualquer alteração nesse sentido será prejudicial e só poderá contribuir para augmentar as difficuldades a quem, de futuro, se desobrigar da tarefa. Estes motivos nos impediram de incluil-a num ge-

nero novo, embora convictos que sua permanencia no genero *Eulinognathus* não possa ser definitiva. Acreditamos, entretanto, que deva ahi figurar, provisoriamente, até que as condições acima tenham sido realizadas. O novo parasito poderia talvez, pelas suas affinidades, ser incluido em tres ou quatro dos generos actualmente admittidos e nossa opção pelo genero *Eulinognathus* foi sómente motivada pelo numero de estigmas abdominaes, possivelmente o unico caracter commum á especie nova e á especie typo do genero.

A especie acima descripta foi encontrada em vinte especimens de *Galea leucoblephara* que nos foram enviados de Jujuy, Republica Argentina, pelo Dr. Salvador Mazza e, posteriormente, remettidos ao Museu Britanico para determinação. O material nos foi enviado em alcool e accondicionado de modo a não ser possivel a mistura de parasitos, o que faz crêr na grande frequencia da especie na região.

Devemos agradecer ao Sr. Martin A. C. Hinton e ao Dr. R. W. Hayman que, muito gentilmente, se occuparam da determinação do hospedador.

Blastomycose da glandula suprarenal, por Coccidioides immitis, sem lesões lymphaticas e com fócos de fibrose nos pulmões (*)

por

A. PENNA DE AZEVEDO

(Com as estampas 3—5)

Os modos pelos quaes póde, clinicamente, manifestar-se o granuloma coccidioidico, são a fórma lymphatico-tegumentar e a fórma lymphatico-visceral. Os casos de localização lymphatico-visceral constituiriam, via de regra, casos de pouca frequencia, pelo menos em certos logares, como no Rio de Janeiro, segundo a observação corrente, ao contrario das verificações feitas em S. Paulo, por varios autores. A localização lymphatico-tegumentar é a fórma que maior numero de vezes se encontra.

Outras fórmas, entretanto, pódem occorrer sem que se possa encontrar nenhuma lesão, quer do tegumento cutaneo e mucosas, quer do systema gangliar. Nesses casos, talvez a lesão inicial tenha desapparecido sem deixar vestigio, de modo que as lesões tardías de localização profunda são as unicas encontradas.

Na solução dos varios problemas ligados ao estudo do granuloma coccidioidico, surgem como questões sobrelevantes, as que se referem ao modo de infecção, ao modo de processar-se a lesão inicial, ao aspecto morphologico do cogumelo e á cura da molestia.

Como adquire o individuo a infecção, é um facto bastante obscuro e não existe ainda hoje, nenhum dado de real valor, interpretando de modo satisfactorio, as questões ligadas ao apparecimento da doença em individuos de condição social indistincta. Comtudo, é fóra de duvida que mais atacados são aquelles que cuidam do cultivo do campo, entrando em contacto prolongado com vegetaes e animaes, aonde exista o agente causador da molestia, até hoje não identificado em vida livre. A lesão inicial do granuloma coccidioidico é tambem questão de difficil interpretação. Em geral, é admittido pelos especialistas, que a lesão inicial, na maioria dos casos, se localiza na cavidade buccal, compromettendo a amygdala, dahi partindo a infecção

(*) Recebido para publicação a 18 de Julho de 1934.

para orgãos distantes, por meio do systema lymphatico. A lesão inicial no tegumento cutaneo tambem é observada, mas de modo menos frequente apresentando-se em geral, após a localização nas mucosas. A localização primaria da infecção nos casos brasileiros, quasi sempre se acha no tracto digestivo, occupando a bocca e o intestino, os logares em que, com maior frequencia existem taes lesões. Os casos de granuloma coccidioidico, descriptos nos Estados Unidos da America do Norte, têm como ponto de origem, na grande maioria das vezes, localização na porção superior do tracto respiratorio, de modo que os pulmões frequentemente tambem são compromettidos.

Acreditamos que tambem o mesmo se dê entre nós, pois em todos os casos por nós necropsiados, encontramos sempre as lesões pulmonares, em extensão muito accentuada. O mesmo, entretanto, não podemos dizer sobre as localizações intestinaes que nos nossos casos eram ausentes. Por taes motivos, achamos que esses caracteres de localização no intestino e no pulmão, não devem ser tomados em linha de conta na individualização das fórmas americana e brasileira do granuloma coccidioidico.

Um facto sempre referido pelos autores é o caracter progressivo das lesões de blastomycose por *Coccidioides immitis*, isto é, as lesões difficilmente regridem e uma vez formadas, desenvolvem-se sempre de modo progressivo. E até mesmo os casos de cura referidos, segundo a opinião de Olympio da Fonseca Filho, delles é permittido duvidar.

O caso que desejamos aqui apresentar, até certo ponto, vem em apoio dessa asserção. Trata-se de um doente, no qual a doença se acha localizada á glandula suprarenal, occorrendo em individuo que não fornece, nos dados sobre sua vida, nenhuma informação quanto a uma possivel lesão inicial interna de natureza blastomycotica. A necropsia posteriormente, comprovou taes asserções e o exame clinico. Além de não referir lesão inicial, o caso apresenta outro facto digno de nota: a presença de lesões fibrosas nos pulmões, as quaes possivelmente, pódem ser interpretadas como lesões antigas, em phase de cicatrização.

O caso em resumo, assim póde ser referido:

J. B. R., 65 annos, branco, brasileiro, lavrador, residente em Alto da Serra do Sertão, municipio de Vassouras. Foi internado na 3a. enfermaria do Hospital S. Francisco de Assis, serviço clinico do prof. Rocha Vaz, em 18-4-933, aonde veiu a fallecer quasi tres mezes depois. Durante a sua permanencia na enfermaria, foram feitos varios exames, cujos resultados passamos a relatar, graças á gentileza do Dr. I. Brown, digno assistente da mesma enfermaria.

A temperatura maxima do doente, foi verificada em 26-5-933,

quando attingiu 37,6. Em geral, a temperatura se mantinha sempre abaixo de 37,4 e muitas vezes não attingia mesmo a 37. Em vista da ascite que apresentava, foi feita uma puncção, retirando-se 7.500 c.c. de liquido com Rivalta negativo e exame de sedimento apresentando cellulas epitheliaes, leucocytos mononucleares e polymorphonucleares. O exame de urina nada accusava de anormal. Tensão arterial, pelo Pachon, accusava maxima 12, minima 4 e média 8. Exame de escarro, negativo para bacillo de Koch. Exame de sangue revelou:

Hematias	1.980.000
Leucocytos	5.000
Hemoglobina	40 %
Valor globular.	1.02

Na formula leucocytaria havia 76 % de neutrophilos.

Na sua historia, refere o doente ter tido grippe, pneumonia e paludismo. Alguns mezes antes de procurar o hospital, apresentou diarrhéa, edema dos membros inferiores e ascite. A diarrhéa cedeu facilmente, persistindo edema e ascite, queixando-se tambem de cephaléa. A constipação intestinal, após a cessação da diarrhéa, reappareceu como antigamente. Ao mesmo tempo, sentia muito cansaço e insomnia. Presença de circulação collateral. Tegumento cutaneo livre de lesões ulcerativas, em todo o corpo. Ganglios lymphaticos cervicaes, submaxillares e supraclaviculares palpaveis. Mucosas visiveis descoradas. Labios grossos e descorados. Soalho da bocca, bochechas, gengivas, abobada palatina e amygdalas normaes. Esophago normal. Após quasi tres mezes, o doente veio a fallecer em 10-7-933, com o diagnostico de cirrhose atrophica do figado, cujos signaes clinicos eram dos mais claros.

A autopsia (A. 6399) foi executada 6 horas depois da morte, sendo as alterações anatomo-pathologicas encontradas, resumidas no seguinte diagnostico:

Granuloma coccidioidico da glandula suprarenal esquerda. Fibrose dos pulmões. Bronchopneumonia. Cirrhose atrophica de Laënnec. Hydroperitoneo. Hydrothorax duplo. Esplenomegalia. Edema e hyperemia passiva dos pulmões. Atrophia parda do miocardio. Ankylostomose. Tricocephalose. Edema subcutaneo.

A glandula suprarenal esquerda, ao exame macroscopico, apresentava volume pouco augmentado, e continha na espessura uma formação nodular mal delimitada, constituida por substancia branca amarellada, de aspecto caseoso, não sendo reconhecida proliferação do tecido conjunctivo

em toda a espessura do orgão. A suprarenal direita era livre de taes alterações, apresentando sómente augmento de pigmentação da cortical.

Tanto o exame macroscopico como o microscopico, não revelaram, em nenhum outro orgão, aspecto semelhante ao que foi visto na suprarenal esquerda, tendo todos os orgãos sido examinados de modo minucioso, inclusive os ganglios lymphaticos, orgãos da bocca e intestino. O exame macroscopico dos pulmões revelou: Ambos os pulmões têm volume pouco augmentado, pesando o direito 530 grs. e o esquerdo 610 grs. A pleura é lisa e brilhante, em toda a extensão. Pela palpação, a crepitação é diminuida, não sendo percebida a existencia de nodulos. Ao córte, a superficie é de côr vermelha escura, humida, dando sahida por compressão, a liquido espumoso misturado a sangue. Na espessura do lobo superior de ambos os pulmões, no seu terço médio, encontram-se ligeiros fócos de proliferação do tecido conjunctivo, de coloração brancacenta, sendo que no pulmão direito, em relação com um desses fócos de fibrose, existe um pequeno nodulo de coloração amarellada e de consistencia dura, porém não petrea.

As alterações encontradas nos restantes orgãos são as que existem habitualmente, em casos de cirrhose atrophica.

Realizando o exame microscopico, verificou-se que o aspecto apresentado pela suprarenal esquerda era consequente á localização alli, de uma lesão produzida por um cogumélo, o qual, pelos seus caracteres morphologicos, poude ser identificado ao *Coccidioides immitis*. De facto, as lesões se apresentam muito typicas, havendo producção de granulomas inflammatorios, muitas vezes confluentes, e attingidos por necrose de caseificação, mais ou menos extensa. O parasito mostra-se em quantidade assás abundante, quasi sempre contido em cellulas gigantes numerosas, e reproduzindo-se por gemulação. Os granulomas inflammatorios, além das cellulas gigantes cheias de parasitos, já referidas, apresentam cellulas lymphoides em numero elevado, bem como leucocytos polymorphonucleares neutrophilos e eosinophilos em pequeno numero. A proliferação conjunctiva é essencialmente discreta, parecendo tratar-se de lesões recentes, em plena evolução. Quanto á localisação das lesões, em relação ás camadas da suprarenal, verifica-se que a camada medular é quasi inteiramente conservada, sendo o compromettimento maior ao nivel da cortical, de modo independente da zona compromettida. Em alguns córtes histologicos, junto á capsula da glandula que se mostra reularmente espessada, encontra-se uma pequena formação lymphoide, tambem attingida pelo mesmo processo inflammatorio. Fóra de tal formação, nenhuma outra lesão póde ser identificada ás lesões produzidas pelo *Coccidioides immitis*.

Nos pulmões, os córtes histologicos, feitos em grande numero e em regiões diversas, revelam fócos discontinuos de fibrose, ás vezes já com as-

pecto hyalino, não sendo, em nenhuma parte, encontrada lesão de caracter especifico. Além desses fócos de fibrose, notam-se ainda áreas de bronchopneumonia e o quadro da hyperemia passiva e edema.

Na interpretação deste caso, occorre-nos a seguinte hypothese, em vista da ausencia de lesões gangliares e mucosas.

A localização primaria da molestia occorreu provavelmente, no apparelho respiratorio, em ponto não identificado, propagando-se aos pulmões sob a fórma de nodulos circumscriptos. Taes nodulos, ao contrario do que occorre em casos semelhantes, tendendo sempre a progredir e ganhar zonas extensas do pulmão, soffreram regressão, deixando como *reliquat*, fócos de fibrose, os quaes não mais pódem ser reconhecidos ou filiados a nenhum processo especifico. Essa possibilidade aventada sobre a regressão da lesão do granuloma coccidioidico, constitue a nosso vêr, facto de real importancia, pois faz suppôr a possibilidade da cura expontanea de taes lesões, o que ainda não foi possivel comprovar em casos da mesma doença. Por outro lado, a existencia de lesões coccidioidicas typicas em orgãos profundos, tal a suprarenal, sem compromettimento visivel do systema lymphatico, faz suppôr tambem a possibilidade da doença poder localizar-se em orgãos profundos, sem lesões evolutivas em estructuras relacionadas com a porta de entrada da infecção.

Tal conjuncto de aspectos encontrados, conforme acabamos de referir, póde, talvez em muitos casos rotulados de granuloma coccidioidico visceral, explicar o mechanismo de taes localisações, as quaes comprometteriam antes as estructuras pulmonares.

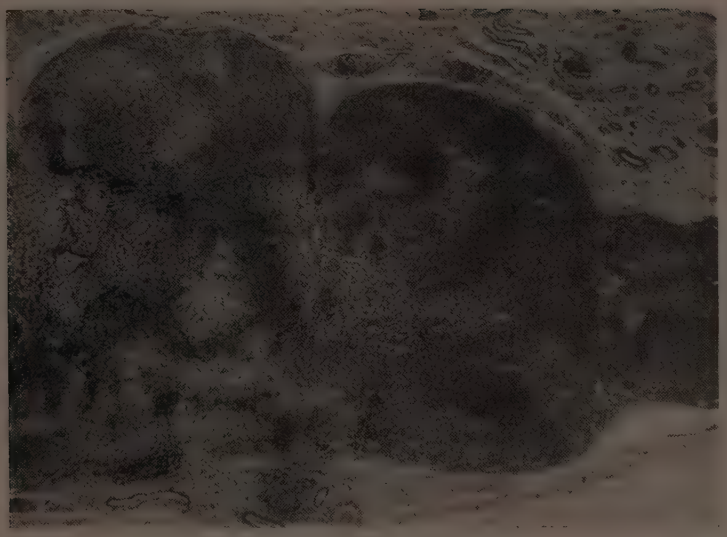


Fig. 1 — Córte de glandula suprarenal com fraco augmento, mostrando a distribuição das lesões.
Fig. 1 — Section of adrenal gland showing the distribution of the lesions.

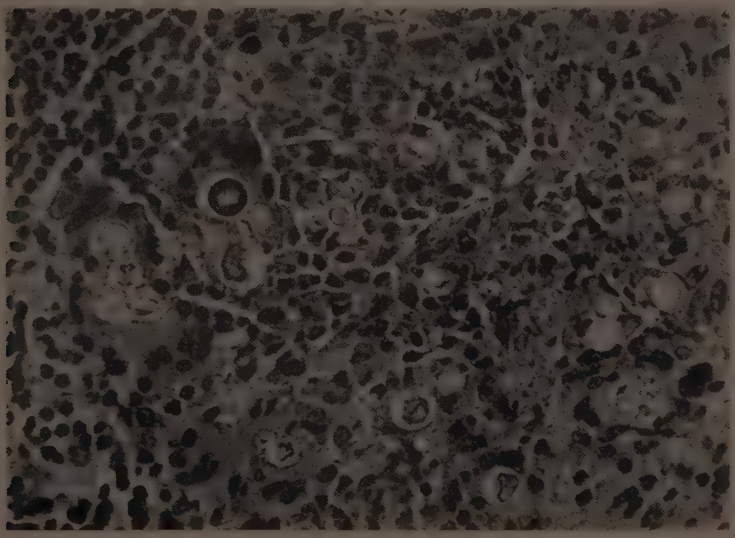


Fig. 2 — Córte de glandula suprarenal. Nota-se a morphologia do *C. immitis*.
Fig. 2 — Section of adrenal gland. Morphology of *C. immitis*.

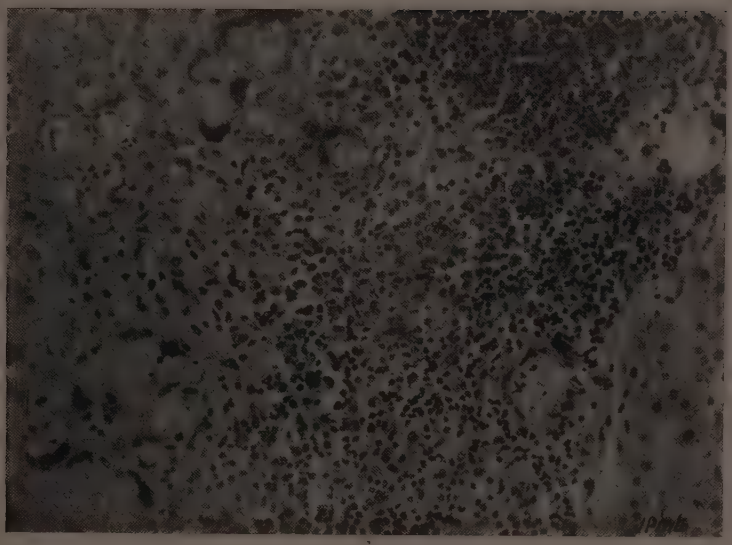


Fig. 3 — Córte de glandula suprarenal. Vê-se processo inflammatorio, com infiltração de elementos mononucleados e presença de cellulas gigantes cheias de parasitos.

Fig. 3 — Section of adrenal gland. Inflammatory process with infiltration of mononucleated elements, and presence of giant cells full of parasites.

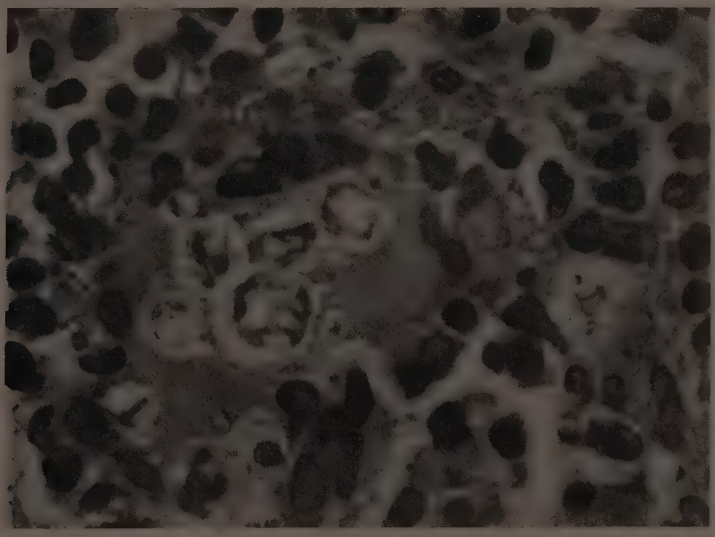


Fig. 4 — Córte de glandula suprarenal. Além do processo inflammatorio, verificam-se ainda, as fórmas typicas de reproducção do *C. immitis*.

Fig. 4 — Section of adrenal gland. Typical roproduction forms of *C. immitis*.

Fig. 5 — Córte de pulmão, com fócos de fibrose e broncopneumonia banal.
Fig. 5 — Section of lung, with foci of fibrosis and common bronchopneumonia.

Blastomycosis of the left adrenal gland. (Coccidioidal granuloma)

by

A. PENNA DE AZEVEDO

(With plates 3—5)

The modes of clinical manifestation of blastomycosis from *Coccidioides immitis* are: the lymphatico-visceral form and the lymphatico-tegumentary form. In both forms the lymphoid system is always found to be more or less damaged. The forms in which there is a location of the infection in deep organs alone, without affecting the lymphoid system, are cases for which it is difficult to account.

Just because we met with a case of such a location, we resolved to study it carefully.

The case in point is that of a post mortem examination, carried out on a male individual, of white complexion, 65 years of age, agricultural labourer. In accordance with the history reported by himself, when he was ill he never presented any evidence of the disease, having been admitted into the hospital on account of his presenting evident signs of atrophic cirrhosis of the liver. Careful examination of visible mucosae as well as of cutaneous tegument revealed no ulcerative process. Temperature rarely attained 37°5 C. during the whole period he was confined in the infirmary ward, and there was, no clinical evidence which could induce the supposition of an injury to the adrenal gland. The respective readings of maximum, middle and minimum arterial pressure were 12, 8 and 4.

Post mortem examination (A. 6399) was carried out 6 hours after death; the anatomical alterations met with are summarized in the following diagnosis:

Coccidioidal granuloma of the left adrenal gland. Fibrosis of the lungs. Bronchopneumonia. Laennec's atrophic corrhosis of the liver. Hydroperitoneum. Double hydrothorax. Splenomegalia. Oedema and passive hyperemia of the lungs. Brown atrophy of the myocardium. Anchylostomiasis. Trichocephaliasis. Subcutaneous oedema.

On microscopical examination, the left adrenal gland presented a slightly enlarged volume containing in its thickness an ill-defined nodular

formation constituted by a white yellowish substance of caseous appearance, proliferation of connective tissue not being recognizable in the whole thickness of the organ. The right adrenal gland was exempt from such alterations and only presented pigmentation increase of the cortical layer.

Both the macroscopical and microscopical examination revealed, in no other organ, any appearance resembling that which was seen in the left adrenal gland every organ having been examined very minutely, lymphatic ganglia, buccal organs and intestine inclusively. The macroscopical examination of the lungs revealed: Both lungs presented a slightly enlarged volume, the right one weighing 530 grs. and the left one 610 grs. The pleurae are smooth and shiny throughout. On palpation, crepitation is decreased, the existence of nodules not being perceived. Cut surface is dark red, moist, giving out, when compressed, a foaming fluid intermingled with blood. In the thickness of the upper lobe of both lungs, in the middle third, there are found slight foci of proliferation of connective tissue, of whitish coloration, there being in the right lung, in correlation with one of these foci of fibrosis, a small nodule of yellowish coloration and of hard, yet not stony, consistency.

The alterations met with in the remaining organs are those which habitually exist in cases of atrophic cirrhosis.

In carrying out microscopical examination, it was verified that the appearance presented by the left adrenal gland was consecutive to the location in same of a lesion produced by a mushroom which by its morphological features could be identified with *Coccidioides immitis*. In fact, the lesions look very typical, there being production of inflammatory granulomas, often confluent and affected by necrosis from caseation, more or less extensive. The parasite appears in rather abundant quantity, being nearly always contained in numerous giant cells and reproducing itself by gemmulation. The inflammatory granulomas, apart from the giant cells already mentioned full of parasites, present lymphoid cells in large number as well as neutrophilous and eosinophilous leucocytes in small number. Connective proliferation is essentially moderate; apparently we are dealing with recent lesions, in full evolution. As far as the location of the lesions is concerned with regard to the layers of the adrenal, we verified that the medullary layer is almost entirely preserved, the greatest damage being found at the level of the cortical layer, independent of the affected zone. In some histological sections, close to the gland capsule which appears regularly thickened, a small lymphoid formation is found also affected by the same inflammatory process. Appart from this formation, no other lesion can be identified with the changes produced by *Coccidioides immitis*.

In the lungs, the histological sections carried out in large number and

in several regions reveal discontinuous foci of fibrosis, at times already of hyalin appearance, any lesion of specific character nowhere being encountered. Apart from these fibrosis foci, there are, moreover, to be seen areas of bronchopneumonia and passive hyperemia with oedema.

In interpreting this case the following hypothesis occurs to us, owing to the absence of lesions of ganglia and mucosae.

The primary location of the disease, very likely, occurred in the respiratory apparatus, in a not identified focus, propagating in the lungs in the form of circumscribed nodules. Such nodules, contrary to what occurs in similar cases always tending to progress and invade extensive pulmonary zones, underwent regression leaving, as a remainder, fibrosis foci which can no more be recognized or affiliated to any specific process. This possibility put forward with regard to the regression of the coccidioidal granuloma, in our opinion, constitutes a fact of real importance, as it makes us suppose the possibility of spontaneous cure of such lesions, which has not been provable in cases of the same disease as yet. On the other hand, the existence of typical coccidioidal lesions in deep organs, such as the suprarenal, without any visible damage of the lymphatic system, makes us also suppose the possibility that the disease may locate itself in deep organs, without evolutive lesions in structures which are related to the portal of entrance of the infection.

Such combination of aspects met with and referred to just now, in many cases, labeled visceral coccidioidal granuloma, may perhaps account for the mechanism of such locations, wich would affect first the pulmonary structures.

Longistriata castrosilvai n. sp., nematodeo parasito de Coendu villosus Cuv. (Rodentia). (*)

por

JAYME LINS DE ALMEIDA

(Com as estampas 6 e 7)

A presente nota constitue a descripção de um novo representante da fauna helminthologica brasileira. Estudando o material de Nematodeos collectado n'uma necropsia de ouriço (*Coendu villosus* Cuv.) (capturado em Angra dos Reis pelo Prof. L. Travassos, a quem somos muito gratos pela offerta do roedor), verificámos que o mesmo era composto de *Necator americanus* (Stiles, 1902), referido pela primeira vez nesse hospedador, conforme communicação feita anteriormente por nós á Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro, e, por uma *Longistriata* n. sp. da qual vamos nos occupar aqui.

Longistriata castrosilvai n. sp.

Comprimento: macho 3-4,3 mm.; femea 8-9 mm.

Larg. maxima: macho 0,13-0,16 mm.; femea 0,14-0,18 mm..

Corpo delgado, de côr vermelha quando vivos, e enrolado em espiral (principalmente após fixação). Cuticula relativamente espessa, apresentando fina estriação transversal e nitidas cristas longitudinaes estriadas uniformemente, salientes, que correm parallelamente ao longo do corpo; são mais desenvolvidas na região do esophago. Região cephalica provida em ambos os sexos de uma dilatação cuticular vesiculosa bem accentuada, estriada transversalmente e separada do resto do corpo por estrangulamento; mede nos machos 0,054-0,072 mm. de comprimento por 0,049-0,056 mm. de largura e nas femeas 0,070-0,072 mm. de compr. e 0,048-0,056 mm. de diametro. Extremidade anterior com «amphids» bem perceptiveis, 2 papillas dorsaes e 2 ventraes. Bocca trilabiada com uma papilla diminuta em cada labio (?); capsula buccal ausente. Esophago claviforme medindo de comprimento, nos machos, 0,35-0,37 mm. e nas femeas 0,40-0,43 mm.; largura maxima nos machos é 0,045-0,048 mm. e nas femeas 0,040-0,050

(*) Recebido para publicação a 3 de Julho de 1934.

mm.. Annel nervoso cerca de 0,15-0,20 mm. da extremidade anterior. Póro excretor proximo ao nivel da base do esophago. Intestino mais ou menos rectilineo nos dois sexos.

Femea com orgão reproductor simples, ovario no terço anterior do corpo, utero geralmente com muitos ovos morulados, vestibulo relativamente longo, ovejector bastante musculoso e provido de esphincter forte. Vulva situada logo acima do anus, em prega cuticular, distante da extremidade posterior cerca de 0,095-0,11 mm. Anus afastado cerca de 0,040-0,054 mm. do apice caudal; este termina em ponta ligeiramente curva. A extremidade posterior possue uma forte entumescencia cuticular. Ovos ellipsoides, de casca delgada, com 0,050-0,060 mm. de comprimento por 0,032-0,040 mm. de largura.

Macho com bolsa copuladora ligeiramente asymetrica, ampla, trilobada, com lóbo dorsal fendido medianamente; ella tem cerca de 0,30 mm. de diametro. Raios ventraes originando-se de tronco commum; o raio ventro-ventral é menor, divergente do ventro-lateral e bastante curvo para a face ventral do corpo; raio ventro-lateral de diametro mais ou menos igual ao v. ventral e orientado ventralmente; raios lateraes nascendo de base commum; lateral anterior, que é o mais volumoso, curvo distalmente para diante; raio lateral medio delgado, dirigido para fóra e apenas divergindo distalmente do lat. anterior; raio lateral posterior delgado, bastante afastado dos outros raios lateraes e curvado para traz; raios dorsaes nascendo de tronco commum, dorsal externo fino, longo, mais ou menos rectilineo e dirigido para a ponta do raio lateral posterior, sem alcançal-o; raio dorsal bifurcado dichotomicamente duas vezes, apresentando os ramos primarios relativamente espessos e ramos secundarios finos, sendo os exteriores maiores. Papillas prebursaes pequeninas e proximas ao bordo ventral da bolsa copuladora. Cone genital bastante desenvolvido, cylindriforme e possuindo no bordo apical uma tenue formação cuticular. Espiculos iguaes, relativamente longos, delgados e pouco chitinisados; medem 0,45-0,50 mm. de comprimento, possuem as extremidades distaes bem afiladas e não fusionadas entre si; na extremidade proximal apresentam uma dilatação bem apreciavel. Gubernaculo ausente.

Habitat: — Intestino delgado (duodeno) de *Coendu villosus* Cuv. (*Rodentia-Coendidae*).

Distr. geogr.: — Angra dos Reis (Est. Rio de Janeiro). Brasil.

Typos e cotypos na collecção helminthologica do Instituto Oswaldo Cruz.

O nome especifico é dado em homenagem á memoria de Castro Silva, artista primoroso e uma das figuras do desenho scientifico no Brasil, cujo passamento se verificou recentemente.

No genero *Longistriata* Schulz, 1926 são incluidas actualmente cerca de 20 especies, na sua maioria parasitas de Roedores. As mais proximas de *L. castrosilvai* n. sp. são *L. nematodiriformis* Travassos, 1918, *L. beta* Travassos, 1918, *L. delta* Travassos, 1918 e *L. maldonadoi* Artigas & Pacheco, 1933 todas representantes da fauna helminthologica dos roedores brasileiros.

L. nematodiriformis distingue-se da presente especie por ter maior comprimento do corpo, espiculos muito maiores e de fórma diversa, etc. *L. beta* afasta-se por apresentar corpo menor, maiores espiculos, differente disposição dos raios bursaes, presença de gubernaculo (?), aspecto da extremidade posterior da femea, etc. *L. delta* approxima-se apenas pelas medidas, afasta-se pela conformação da bolsa copuladora, disposição dos raios bursaes, especialmente os dorsaes, fórma de espiculos, aspecto da extremidade posterior da femea, etc. *L. maldonadoi*, afim da nossa especie, distingue-se por ter maior comprimento do corpo, posição do anus e vulva, ovos maiores, bolsa copuladora mais ampla, raio ventro ventral apenas com a metade do comprimento do ventro lateral (em *L. castrosilvai* o ventro ventral tem um terço menos que o comprimento total do ventro lateral), fórma do raio dorsal, etc. Com as demais especies do genero não póde ser confundida.

BIBLIOGRAPHIA

ARTIGAS, P. & PACHECO, G. 1933—*Longistriata maldonadoi* n. sp. (Nematoda) *Trichostrongylidae* parasite of *Myocastor coypus*. Rev. Biol. Hig. S. Paulo vol. 4, nº 2, p. 68-71, 7 figs.

CHANDLER, A. 1932—A new species of *Longistriata* (Nematoda) from the cotton rat, *Sigmodon hispidus*, with notes on the division the *Heligmosominae* into genera. Jl. Parasit. 19, nº I, p. 25-31, 2 figs.

ENIGK, K. 1933—Einige Nematoden aus der Nutria. Zeits. f. Parat. Bd. 6, 3 Hf., p. 326-331, 5 figs.

SCHULZ, B. E. 1926—Zur kenntnis der Helminthenfauna der Nagatiere de U. S. S. R. I.—Strongylata. I) Fam. *Trichostrongylidae* Leiper, 1912. Obras do Inst. Med. Veter. Exper. Moscou, vol. 4, p. 1-30, figs.

SCHULZ, B. E. & LUBIMOV, M. P. 1932—*Longistriata skrjabini* n. sp. *(Nematoda-Trichostrongylidae)* from the Ussuri squirrel. Parasit. 24, p. 50-59, 2 figs.

TRAVASSOS, L. 1921—Contr. conh. fauna helmint. brasileira XIII—Ensaio monographico da familia *Trichostrongylidae* Leiper, 1912. Mem. Inst. Osw. Cruz, t. XIII, f. I, p. I-135, 55 est.

TRAVASSOS, L. 1921—Nematodeos novos. I. Brasil-Med. 35, vol. 2, nº 24, p. 367.

TRAVASSOS, L. & DARRIBA, A. 1929—Notas sobre *Heligmosominae*. Sciencia Med. ano 7, nº 9, p. 432.

YORKE, W. & MAPLESTONE, P. A. 1926—The nematode parasites of Vertebrates. Londres.

(Laboratorio de Helminthologia — Prof. Lauro Travassos)

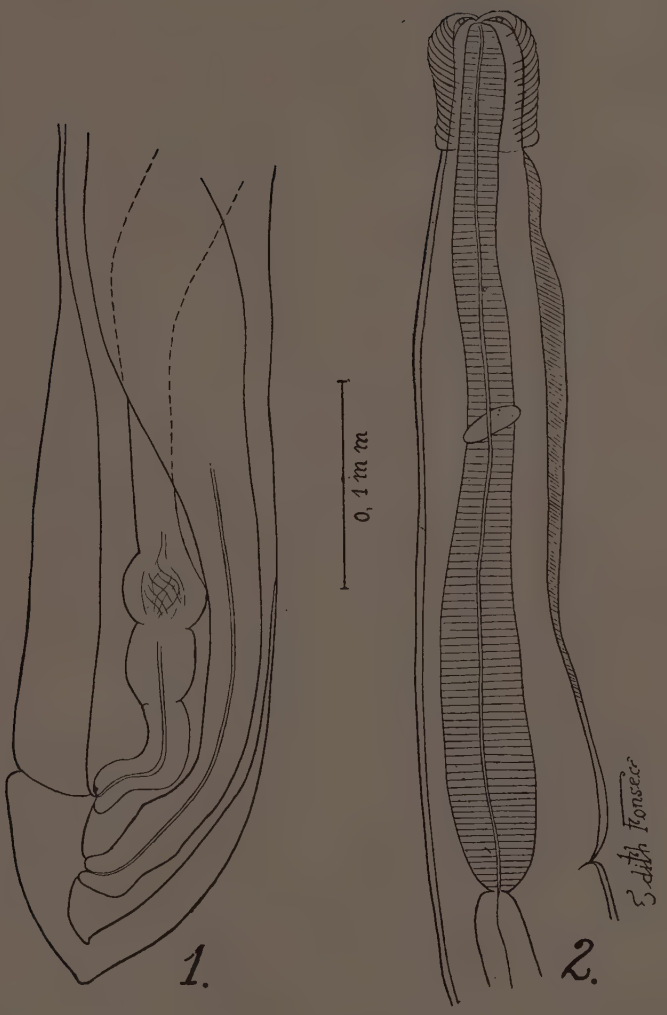


Fig. 1 — Extremidade posterior da femea, de perfil. Original.
Fig. 2 — Extremidade anterior da femea, de perfil. Original.

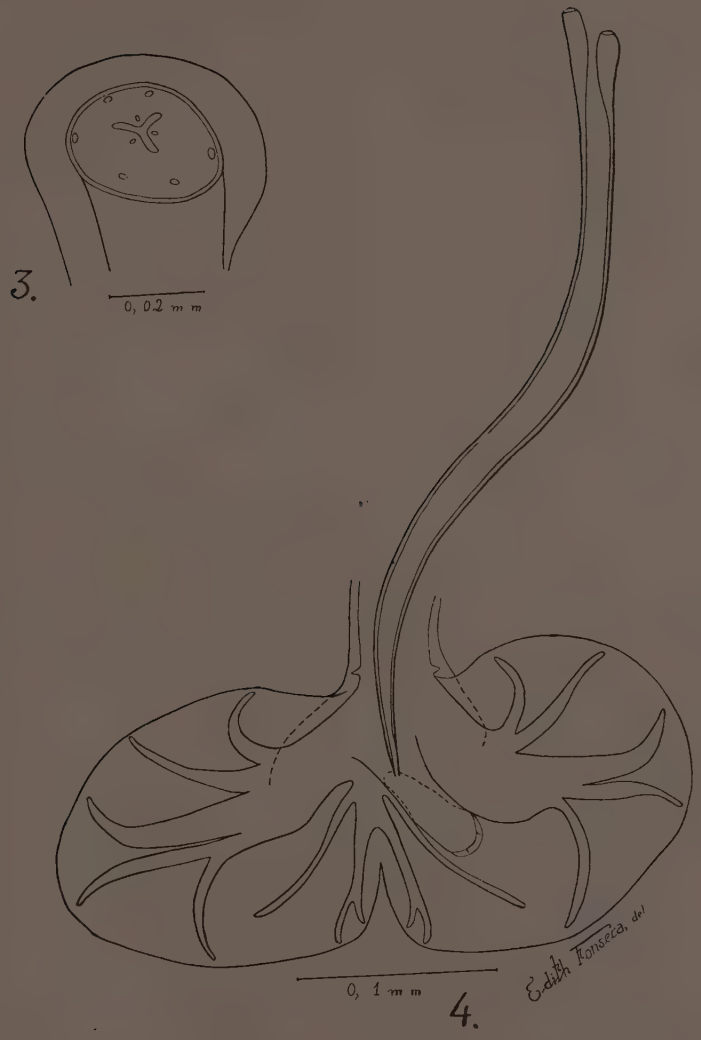


Fig. 3 — Bocca de frente. Original.
Fig. 4 — Extremidade caudal do macho. Original.

Trypanosoma cruzi ou Schizotrypanum cruzi ? (*)

por

EMMANUEL DIAS

Como tem acontecido com quasi todos os membros da familia *Trypanosomidae*, tem sido muito controversas as opiniões dos autores sobre a systematica e a nomenclatura do agente da trypanosomiase americana, descoberto por Carlos Chagas.

E' sabido que Chagas, logo de inicio, considerou-o como pertencente ao genero *Trypanosoma* Gruby, 1843, dando-lhe a denominação de *Trypanosoma cruzi* Chagas, 1909. Pouco depois, porém, julgando reconhecer no cyclo endogeno do parasito certas particularidades biologicas que muito o afastavam dos outros flagellados do mesmo genero, resolveu crear para elle um genero novo, passando a chamar *Schizotrypanum cruzi* Chagas, 1909, ao hemoflagellado que descobrira. O nome generico fôra dado em virtude de um processo de multiplicação schizogonico que se passaria nos capillares dos pulmões do Vertebrado, do qual resultariam pequenos organismos que, antes de attingir a fórma adulta de trypanosoma, soffreriam uma evolução no interior dos globulos vermelhos. Além da multiplicação schizogonica descripta por Chagas — a qual seria de natureza sexuada, uma «gametogonía» — foi dada a conhecer por Hartmann (1910) e Gaspar Vianna (1911) uma outra modalidade de reproducção do parasito, que se realizava sob a fórma de *leishmania* no interior de certos elementos dos tecidos.

Em seguida aos primeiros trabalhos de Chagas, pesquizas de diversos autores estenderam a outros trypanosomas a existencia de uma multiplicação schizogonica no organismo do Vertebrado: *T. lewisi* (Carini, 1910), *T. rotatorium* (Machado, 1911), *T. brucei* (Buchanan, 1911), *T. gambiense, T. congolense, T. equinum, T. equiperdum* (Vianna 1911-1912) e *T. evansi* (Walker, 1912). Como o *T. rotatorium* (Mayer, 1843) fosse a especie-typo do genero, A. Machado propoz que a multiplicação gametogonica passasse a ser considerada um caracter na diagnose do genero *Trypanosoma*, emquanto que Chagas, em vista dos resultados dessas pesquizas, abandonou o genero *Schizotrypanum* por elle recem-creado e voltou a chamar *Trypanosoma cruzi* ao seu hemoparasito.

(*) Recebido para publicação a 15 de Outubro de 1934.

Entretanto, os trabalhos de M. e Mme Delanoë (1912) e de H. Aragão (1913), que referiam a existencia de fórmas de multiplicação schizogonica em animaes não portadores de infecções por trypanosomas, vieram a demonstrar que taes fórmas não pertenciam ao cyclo evolutivo de hemoflagellados, e sim ao de um outro parasito, o *Pneumocystis carinii* Delanoë 1912. As pequenas fórmas de multiplicação achadas no pulmão representam a phase de schizogonia de um Esporozoario, possivelmente de especies de *Klossiella*, segundo Stevenson (Wenyon, 1926, p. 1079). As verificações de Aragão e dos Delanoë foram acceitas por Chagas (1913), que reconheceu como independentes do cyclo endogeno do *S. cruzi* as fórmas schizogonicas que encontrara no pulmão da cobaya e do homem.

Tambem no *T. rotatorium* não foi posteriormente comprovada a existencia de schizogonia e dualidade sexual no Vertebrado (W. Nöller, 1913), como em nenhum outro trypanosoma, até o presente momento; a diagnose do genero não soffreu portanto nenhuma alteração, e a elle foi novamente incorporado (por diversos autores o parasito da trypanosomiase americana, não obstante haver sido amplamente confirmado o processo de multiplicação, que lhe era absolutamente peculiar, descripto por Hartmann e Vianna.

Todos os autores estão de accôrdo em que a multiplicação do *S. cruzi* realiza-se de modo completamente diverso do que é commum aos outros trypanosomas. Ao passo que estes se reproduzem no sangue, em geral por divisão binaria e sob a fórma de trypanosoma, o *S. cruzi* se reproduz nos tecidos, em situação intracellular, sob o aspecto de elementos arredondados desprovidos do flagello (leishmanias), sendo excepcional a occorrencia, no sangue circulante, de trypanosomas com signaes mais ou menos definidos de divisão.

A ausencia de multiplicação no sangue peripherico, á maneira dos outros trypanosomas, e a existencia de uma phase intracellular de evolução e de multiplicação, constitue a caracteristica biologica principal e, como tal, a principal razão para que se reconheçam os parasitos que a possuam como formando um grupo ou genero á parte, distincto do dos verdadeiros ou classicos trypanosomas. Si fosse sobre esta base que Chagas houvesse creado o seu genero, parece-nos que não teriam surgido divergencias sobre sua validade e definição. Outros generos da mesma familia, em particular os de flagellados de Invertebrados, são de differenciação muito mais complexa e subtil, portanto mais sujeitos a discussão; é facil comprehender-se que, si a distincção entre esses generos fosse tão simples, baseada em caracteres tão flagrantes, quanto a separação entre *Trypanosoma* e *Schizotrypanum*, não haveria motivo nem justificação razoavel para tão prolongadas controversias sobre a systematica dos grupos da referida familia.

O facto de haver sido o genero de Chagas baseado na existencia de uma multiplicação schizogonica e, ainda menos, o de ter sido elle regeitado pelo seu autor em consequencia de observações erroneas de outros pesquizadores, não obsta a que, uma vez que se reconheçam outras razões que nitidamente permittam sua caracterização, seja o mesmo mantido. A inexistencia de uma schizogonía, tal como Chagas a descreveu inicialmente, não constitue argumento decisivo a desfavor da manutenção do genero, porquanto outras propriedades do flagellado ha, que muito o distanciam dos flagellados da mesma familia que lhe são mais proximos.

Reconhecidas as razões para a formação de um genero á parte para o parasito da trypanosomiase americana, deve-se, em vez de dar-lhe outro nome, conservar o nome primitivo, *Schizotrypanum*, o qual não é mais tomado segundo sua accepção original [1].

Varios autores tem defendido este ponto de vista. Segundo Marques da Cunha (1923), a ausencia de multiplicação no sangue, alliada ao processo de reproducção nos tecidos, constitue caracter sufficiente para a manutenção de um genero especial para o agente da doença de Chagas, «genero este que deveria conservar a denominação de *Schizotrypanum* de accôrdo com as leis da nomenclatura zoologica». (p. 19). Craig (1926) diz. «I believe that this organism should be placed in a distinct genus and that the generic name given it by Chagas should be adopted for trypanosomes answering in morphology and life-history to the type species, *Schizotrypanum cruzi*». (p. 276). Refutando o principal argumento dos autores que não acceitam o genero, que é o da não existencia de multiplicação schizogonica, assim se exprimem Doflein e Reichenow (1928): «Durch die Feststellung, dass Schizogonie bei dieser Art (*S. cruzi*) nicht vorkommt, verliert der Gattungsname *Schizotripanum* zwar seine kennzeichnende Bedeutung, aber natürlich nicht seine Gültigkeit». (p. 603).

A proposito da questão, são de grande interesse as seguintes considerações de Chagas, Villela e Rocha Lima (1929):

«Das *Trypanosoma cruzi* (*Schizotrypanum cruzi*) vermehrt sich nicht im Blut durch Zweiteilung wie die anderen Arten dieser Gattung sondern macht eine Reihe von Zweiteilungen ausserhalb [2] der Gewebszellen durch, wo sie grössere oder kleinere Parasitenzysten bilden. Dieses ist

---

[1] Convem notar aqui que este nome, improprio no seu sentido original, não o é pela sua significação etymologica, porquanto σχίζειν significa apenas *dividir* e não *schizogonia*. Aliás é sabido que um nome generico ou especifico não póde ser rejeitado, mesmo pelo seu autor, por impropriedade, isto é, por indicar propriedades em contradicção com os caracteres do animal designado. (Artigo 32 das regras Internacionaes de Nomenclatura Zoologica).

[2] Innerhalb.

eine nur bei diesem Trypanosom vorkommende biologische Eigenschaft, sodass vielleicht die Bildung einer neuen Gattung *Schizotrypanum* für diesen Parasiten gerechfertigt erscheint. Diese Gattung ist von v. Prowazek auf Grund von in der Lunge gefundenen Parasitenformen aufgestellt, welche sich jedoch später nicht als zum *Trypanosoma cruzi* gehörig herausstellten. Gegen die Bildung der Gattung *Schizotrypanum* kann man einwenden, dass es sich nicht um eine echte Schizogonie, sondern um wiederholte Zweiteilungen im Gewebe handelt, welche zu zystenähnlichen Ansammlungen führt. Diese biologische Eigentümlichkeit trennt aber das *Trypanosoma cruzi* von anderen Arten scharf. Das *Trypanosoma cruzi* ist mehr ein Gewebsparasit als ein Blutschmarotzer». (p. 697).

A presença de trypanosomas com signaes de divisão no sangue de animaes infectados pelo *S. cruzi*, de um lado, e o facto de haverem sido assignaladas fórmas leishmanioides nos tecidos de animaes parasitados por verdadeiros trypanosomas, de outro lado, não são absolutamente bastantes, por carecerem de generalidade, para invalidar a separação desses grupos de trypanosomidas vizinhos.

A significação da rara occorrencia de fórmas adultas do *S. cruzi* em apparencia de divisão no sangue é ainda obscura, embora haja hypotheses que a procuram explicar; de qualquer modo, esta occorrencia constitue phenomeno incommum na evolução normal deste parasito no organismo do Vertebrado. E, quanto ás manifestações de invasão cellular por fórmas adultas ou leishmanioides dos trypanosomas do typo *rhodesiense* e outros, não têm ellas a mesma significação que no *Schizotrypanum*: «Ces manifestations d'invasion cellulaire ont des caractères qui révèlent des rapports contractés accidentellement avec le protoplasme altéré, ou vacuolisé par un processus régressif, et ils ne présentent pas les phases d'une évolution cyclique intracellulaire propres á d'autres trypanosomes». (M. Peruzzi, 1928, p. 293).

A proliferação das fórmas de leishmania do *S. cruzi* se faz dentro das cellulas por divisão simples, habitualmente; algumas vezes entretanto já tem sido assignaladas, inclusive por nós mesmo (1934, p. 7 e 15), fórmas parasitarias em divisão multipla, constituidas por massas protoplasmicas unicas encerrando dois ou mais grupamentos de nucleo-blepharoplasto. Esta divisão multipla asexuada, ou *schizogonia*, é porém rara, e não é para ella que devemos appellar como justificativa séria da scizão dos generos. Vejamos as opiniões de alguns autores sobre o processo de multiplicação: Hartmann (1910), logo ao descobrir a verdadeira evolução intracellular do *S. cruzi*, considerou-a como outra modalidade de schizogonía, distincta da que observara Chagas. Descreveu-a no interior de cellulas en-

dotheliaes do pulmão da cobaya, interpretando as fórmas de leishmania como o estadio final da multiplicação schizogonica. Gaspar Vianna (1911), que em seguida e independentemente de Hartmann estudou a morphologia e a distribuição dos parasitos nos tecidos, apenas refere a occorrencia de divisão binaria (p. 279). Laveran e Mesnil (1912) tambem admittem como schizogonica a divisão das leishmanias, não obstante reconhecerem que ella se faz binariamente: «Cette multiplication schizogonique... se fait suivant le mode binaire; le parasite se présente dans les cellules comme une véritable leishmania... La division a lieu en deux sur place et on observe assez facilement les diverses étapes du processus. Cette division répétée conduit à la constitution de sortes de nids parasitaires qui occupent une place de plus en plus grande dans la cellule qui les hébèrge». (p. 806).

Embora sem admittir a separação do genero *Schizotrypanum*, E. Brumpt (1922) refere a occorrencia de divisão multipla schizogonica: «Les formes Leishmania des tissus se multiplient, tantôt par simple division binaire, tantôt par division multiple (Schizogonie). Ce dernier mode de multiplication, entrevu par Hartmann (1910), a été surtout bien étudié par le regretté G. Vianna, qui a montré les localisations multiples du parasite. Tous les tissus du corps peuvent être envahis par les formes schizogoniques». (p. 270).

Martin Mayer (1920), que tambem qualifica a multiplicação «in rasch aufeinanderfolgenden Zweteilung oder durch echte Zerfallsteilung (Hartmann)» como multiplicação schizogonica, acha que se deve manter o genero *Schizotrypanum*, reconhecendo a verdadeira razão pela qual o seu autôr procurou invalidal-o: «Der Gattungsname war zugunsten von *Trypanosoma* wieder aufgehoben worden, in der Annahme, dass bei echten Trypanosomen eine Vermehrung durch Schizogonie im Warmblüter vorkomme; da sich dies als Verwechslung mit Misch infektion (Pneumocystis) aufklärte, muss die Gattung *Schizotrypanum* beibehalten werden». (p. 895). F. L. Niño (1929, p. 12), defendendo egualmente o genero, tambem admitte a schizogonia intracellular do *S. cruzi*.

Segundo certas definições, poder-se-ia affirmar com segurança que a proliferação do *S. cruzi* realiza-se por um processo schizogonico. Minchin (1912), por exemplo, define a schizogonia como «reproduction by simple or multiple fission without concomitant sexual phenomena» (p. 392), dando portanto muita generalidade ao phenomeno.

As designações synonymas de «schizogonia» (Schaudinn), «monogonía» (Lang) e «agamogonía» (Hartmann) foram entretanto utilizados para definir a phase de multiplicação asexuada de certos organismos, como Foraminiferos e Esporozoarios, cujo complexo cyclo evolutivo comporta a alternancia de phases sexuadas e phases asexuadas (Generationswechsel).

Estas designações foram, como outras, applicadas por analogia a differentes phases do desenvolvimento do *S. cruzi*, que inicialmente apresentava, na sua complexidade apparente, a existencia de varios phenomenos semelhantes aos verificados na evolução daquelles Protozoarios, particularmente na dos Esporozoarios. Reconhecida porém a verdadeira evolução do flagellado e não demonstrada a existencia de uma phase sexuada, a expressão reminiscente «schizogonia», oriunda das interpretações originaes de Chagas e impropria para designar a divisão binaria commum, deveria ser evitada mesmo para referir a divisão multipla occasional das fórmas intracellulares do *S. cruzi*.

Pelo que acima ficou dito sobre a propriedade da separação do genero *Schizotrypanum* vemos que ha argumentos que plenamente a justificam. Não obstante, varios são os autores que a consideram duvidosa ou lhe são francamente contrarios. Em geral, todos que assim pensam allegam principalmente que, não se verificando no *S. cruzi* uma verdadeira multiplicação schizogonica, deixaria de haver razão para consideral-o em genero á parte.

Wenyon (1926) é desta opinião: ... «there is no actual reproduction by schizogony of *T. cruzi*, which multiplies by binary fission like all other trypanosomes, so that there is no valid ground for placing it in a separate genus» (p. 481), exprimindo-se adiante com mais exactidão: «This name (*Schizotrypanum*) was chosen because it was believed that reproduction took place by schizogony, but it is now known that multiplication, though occurring within cells in the leishmania stage, is by the usual method of binary fission, so that it is preferable to retain the trypanosome in the genus *Trypanosoma*». (p. 487).

Em suas Protozoologias, tambem Thomson e Robertson (1929) e Hegner e Taliaferro (1925) não adoptam o nome *Schizotrypanum*, assim se pronunciando os ultimos autores: «The advisibility of separating this form generically from other trypanosomes is very doubtful and we have used the nomenclature *Trypanosoma cruzi*». (p. 166).

Ao iniciar o capitulo sobre o *S. cruzi* na sua Medical Protozoology, Knowles (1928) diz que a primeira difficuldade que se encontra no estudo deste parasito é a sua nomenclatura. Nota que o trypanosoma differe em muitos pontos dos outros trypanosomas humanos, *T. gambiense* e *T. rhodesiense*: seu transmissor é um Hemiptero; não ha multiplicação no sangue, ella occorre nos tecidos, *via* leishmania; assim Chagas collocou-o em um novo genero, *Schizotrypanum*... «Opinion is at present far from unanimous as to the validity of this new genus. Thus Craig (1926)... adheres to *S. cruzi*; Wenyon (1926)... adheres to *T. cruzi*. We may perhaps follow Wenyon, but note that the matter is still far from settled». (p. 311).

C. A. Hoare (1934), summariando um trabalho nosso (Dias, 1934) no Tropical diseases Bulletin, manifesta-se absolutamente contrario á adopção do genero *Schizotrypanum*: «It is unfortunate that the author persistently refers to the parasite as *Schizotrypanum cruzi,* in spite of the fact that this name has long ago been rejected by its creator (Chagas 1911), and the original name, *Trypanosoma cruzi* Chagas, 1909, reinstated. The latter name, which has been used in the previous publications of Dias himself, should be retained both because it is the only valid one and for the sake of uniformity in the nomenclature of trypanosomes». Um dos autores que com mais segurança tem se pronunciado sobre a questão é, como vemos, Hoare, o qual entretanto não procurou lançar mão de argumentos bem fundados. O facto de haver Chagas tentado invalidar o genero que creara, não constitue objecção decisiva, dadas as circumstancias que a isso o levaram. Menos consideravel ainda é a circumstancia allegada de havermos nós mesmo, em nossos primeiros trabalhos, usado o nome *Trypanosoma cruzi*; entretanto, mostraremos adiante os factos que nos levaram a abandonar definitivamente esta nomenclatura. Ao asseverar categoricamente a validade exclusiva deste genero, mostra-se o autor indifferente á diversidade das opiniões e ás razões que apoiam as que lhe são contrarias.

Um facto que contribuiu para que ainda com mais razão fosse considerado o genero *Schizotrypanum* foi a descoberta de Chatton e Courrier (1921), que verificaram nos tecidos de morcegos infectados por trypanosoma, fórmas de multiplicação analogas ás que apresenta o *S. cruzi*. O parasito, que tambem não se divide no sangue, foi denominado *Schizotrypanum pipistrelli* Chatton e Courrier 1921, sendo provavel, como o admittem hoje diversos autores, que seja elle o mesmo *Trypanosoma vespertilionis* descripto por Battaglia em 1904, o qual deverá portanto vir a chamar-se *Schizotrypanum vespertilionis* (Battaglia 1904).

Ao estudarmos um hemoflagellado de morcegos por nós encontrado em Lassance (Dias, 1933), foi que nos demos conta, aliás tardiamente, da necessidade de se reconhecer, entre os Trypanosomidas, um genero á parte, cujas especies se distinguiriam dos outros trypanosomas pela propriedade fundamental de realizarem uma phase de evolução e multiplicação nos tecidos. Por isso, seguimos actualmente os autores modernos, como Reichenow (1928), Nöller (1930-1931) [3] e Kudicke (1930), que acceitam o grupo ou genero *Schizotrypanum,* o qual comporta presentemente a especie-typo *S. cruzi,* parasita do homem e de outros animaes, e o *S. vespertilionis,* parasito de Chirópteros.

---

[3] Nöller considera *Schizotrypanum* como sub-genero.

Qual deverá ser o logar do genero *Schizotrypanum* na classificação da familia *Trypanosomidae* ?

Os autores que não admittem o genero (Wenyon 1926, Hoare e Coutelen 1933, etc.) collocam o *S. cruzi*, pelas caracteristicas de sua evolução no Invertebrado, ao lado do *T. lewisi* e de outros que evoluem na porção posterior do tubo digestivo e são transmittidos por contaminação. Considerando-se entretanto as razões que levam a admittir o genero *Schizotrypanum*, baseadas essencialmente na evolução do parasito no hospedador Vertebrado, vemos que o mesmo muito se distancía dos trypanosomas que, como elle, se desenvolvem na «posterior station» do transmissor.

Por parte da maioria dos autores não tem merecido a devida importancia, como elemento de classificação, a phase de evolução e multiplicação realizada nos tecidos do Vertebrado, que tão nitidamente distingue dos verdadeiros trypanosomas o *S. cruzi*. Nessa evolução o parasito assume alternativamente as caracteristicas morphologicas dos flagellados dos generos *Leishmania* e *Trypanosoma*—facto este universalmente reconhecido e para cujo valor E. A. Minchin, em termos precisos, desde 1912 havia chamado a attenção: «The intracellular multiplication recalls strongly that of the parasite of kala-azar. *Schizotrypanum* thus forms an important link between a typical blood-trypanosome, such as *T. lewisi*, and a tissue-parasite, such as the species of *Leishmania*, in which the free trypanosome-phase no longer exists, apparently». (p. 296). Nesse mesmo anno affirmou Ezequiel Dias (1912, p. 47) que o *S. cruzi* «é menos um parasito do sangue que dos tecidos». Como nessa occasião prevalecessem os conceitos iniciaes de Chagas, sobre os quaes se fundava o genero *Schizotrypanum*, e fossem os mesmos generalizados a outros trypanosomas, faltavam elementos para que este genero fosse reconhecido, não o adoptando Minchin, portanto, em sua classificação (v. pag. 307-308).

Considerando perfeitamente justa, segundo os conhecimentos actuaes, a manutenção do genero *Schizotrypanum*, nós o incluiremos na classificação dos Trypanosomidas, precisamente como intermediario entre *Leishmania* e *Trypanosoma*, conforme já o indicara Minchin. Para isso seguiremos a orientação da classificação de Wenyon (1926) e, segundo as caracteristicas da evolução dos parasitos digenéticos no hospedador Vertebrado, assim como no Invertebrado, disporemos os diversos generos da familia *Trypanosomidae* na seguinte ordem:

Familia TRYPANOSOMIDAE:—

A. Flagellados que possuem sómente hospedador Invertebrado. A infecção é contaminativa, transmittindo-se por meio de kystos.

(a) *Leptomonas.*
(b) *Crithidia.*
(c) *Herpetomonas.*

B. Flagellados que possuem hospedador Vertebrado e Invertebrado. A infecção transmitte-se por contaminação ou por inoculação. Não ha kystos. Parasitos do sangue e dos tecidos do Vertebrado.

(a) Flagellados que se multiplicam nos tecidos do Vertebrado sob a fórma de leishmania.

(1) Flagellados nos quaes a fórma mais avançada de desenvolvimento no insecto é do typo leptomas. Infecção do Vertebrado inoculativa ou contaminativa. No Vertebrado, os parasitos têm a morphologia de corpusculo leishmaniforme.

Leishmania

(2) Flagellados que no transmissor e no Vertebrado attingem a fórma de trypanosoma. Evolução na porção posterior do insecto, transmissão por contaminação.

Schizotrypanum

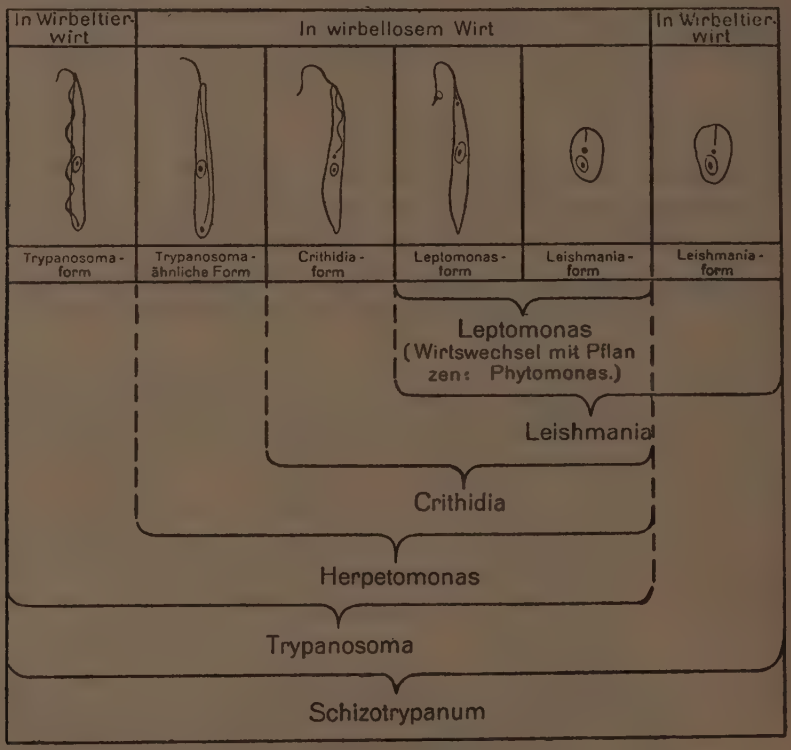
(b) Flagellados que no Vertebrado não soffrem evolução intracellular; a multiplicação occorre no sangue, geralmente sob a fórma de trypanosoma. A fórma mais elevada de evolução no transmissor é do typo trypanosoma. Transmissão por contaminação ou por inoculação.

Trypanosoma.

Opinião semelhante á de Minchin foi recentemente emittida por G. Pittaluga (1934), nos seguintes termos: . . . «*Schizotrypanum cruzi,* parásito que, a su interés como agente patógeno, une el de sus caracteres biológicos, que hacen de él un protozoo intermediario entre los tripanosomas propiamente dichos y los leishmanias». (p. 253).

A acceitação do genero *Schizotrypanum,* em virtude da evolução particular de suas especies no hospedador definitivo, levou Reichenow (1928) a modificar o diagramma de Wenyon (1926), no qual estão representados os diversos typos morphologicos que apresentam os Trypanoso-

midas no seu cyclo evolutivo geral. O schema de Reichenow acha-se reproduzido abaixo.



Schema dos typos morphologicos apresentados pelos flagellados dos diversos generos da familia *Trypanosomidae*. Modificação do schema de Wenyon, (1913, 1921, 1926), segundo Reichenow, 1928 (In Doflein-Reichenow, Lehrbuch der Protozoenkunde, 5a. edição, II, fig. 519, p. 537).

Terminando o presente trabalho em que, visando documentar a propriedade da conservação do genero *Schizotrypanum*, procurámos focalizar apenas os factos mais essenciaes, evitando os detalhes ainda mal elucidados, desejamos accrescentar que consideramos a questão ainda longe de encerrada, pela sua natureza tão propicia a controversias. Concluiremos com as seguintes palavras de Reichenow: «Die äusserst umfangreiche Gattung *Trypanosoma* in mehrere gut gekennzeichnete Gattungen aufzulösen, ist trotz verschiedentlicher Versuche bisher nicht geglückt. Nur

ein paar Arten lassen sich auf Grund ihrer Entwicklungsweise klar abtrennen, nämlich diejenigen, welche sich im Wirbeltier niemals im freibeweglichen Zustande, sondern nur intrazellulär in der Leishmaniaform vermehren». (p. 537). Estas espécies pertencem ao genero *Schizotrypanum*, cuja acceitação ainda não é geral mas parece-nos cada vez mais se impôr.

BIBLIOGRAPHIA

ARAGÃO, H. B. 1913—Notas sobre as schizogonias e gametogonias dos trypanosomas Brasil Med., nº 27, p. 271.

BRUMPT, E. 1922—Précis de Parasitologie. 3a. edição. Paris.

BUCHANAN, G. 1911—Note on the development forms of *Tryp. brucei* (pecaudi) in the internal organs, axillar glands and bone-marrow of the gerbil (Gerbillus pigargeus). Proc. R. Soc. London, vol. 84, p. 161.

CARINI, A. 1910—Fórma de schizogonia no *Tryp. lewisi*. Arch. Soc. Med. São Paulo, anno 1, pag. 204.

CARINI, A. 1912—Ueber Schizogonie bei Trypanosomen. Arch. Protistenkunde, 24, p. 80.

CHAGAS, C. 1909—Neue Trypanosomen. *T. minasense* n. sp. *T. cruzi* n. sp. Arch. f. Schiffs. u. Tropenhyg., 12, p. 120.

CHAGAS, C. 1909—Ueber eine neue Trypanosomiasis des Menschen. Idem, 13, p. 351.

CHAGAS, C. 1909—Nova trypanosomiase humana. Estudos sobre a morphologia e o cyclo evolutivo do *Schizotrypanum cruzi*, n. gen. n. sp. agente etiologico de nova entidade morbida do homem. Mem. Instituto Oswaldo Cruz, I, p. 159.

CHAGAS, C. 1911—Nova entidade morbida do homem. Resumo geral de estudos etiologicos e clinicos. Mem. Instituto Oswaldo Cruz, III, p. 219.

CHAGAS, C., VILLELA, E., e ROCHA LIMA, H. 1929—Amerikanische Trypanosomenkrankheit. Chagas Krankheit. In Mense, Handb. der Tropenkrankheiten, 3a. edição, vol. 5, 1a. parte, pag. 673.

CHATTON, E. e COURRIER, R. 1921—Sur un trypanosome de la Chauve-souris, Vesperugo pipistrellus, à des formes crithidiènnes intratissulaires et cystigènes. Hypothèse relative à la l'étiologie du goître endemique. C. R. Acad. Sc., 172, p. 1254.

CHATTON, E. e COURRIER, R. 1921—Un Schizotrypanum chez les Chauvé-souris (Vesperugo pipistrellus) en Basse Alsace. Schizotrypanose et goître endemique. C. R. Soc. Biol., 84, p. 943.

CRAIG, C. F. 1926—Manual of parasitic Protozoa of Man. Philadelphia & London.

DELANOE, 1912—Sur les relations des kystes de Carini du poumon des rats avec le *Trypanosoma lewisi*. C. R. Acad. Sciences, vol. 155, p. 658.

DIAS, EMMANUEL 1933—Sobre um Schizotrypanum de um morcego do Brasil. Nota preliminar. Mem. Instituto Oswaldo Cruz, 27, p. 139.

DIAS, EMMANUEL 1934—Estudos sobre o Schizotrypanum cruzi. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, 28, p. 1.

DIAS, EZEQUIEL 1912—Molestia de Carlos Chagas. Estudos hematologicos. Memorias do Instituto Oswaldo Cruz, IV, nº 1, p. 34.

DOFLEIN-REICHENOW 1928—Lehrbuch der Protozoenkunde. 5a. edição 2a. parte, pag. 603. Jena.

HARTMANN, M. 1910—Notiz ueber eine weitere Art des Schizogonie bei Schizotrypanum cruzi. Arch. f. Protistenk., 20, p. 361.

HEGNER e TALIAFERRO 1925—Human Protozoology. N. York.

HOARE, C. A. 1934—Ref. E. Dias, Estudos sobre o Schizotrypanum cruzi. In Tropical Diseases Bull., vol. 31, nº 8, p. 597.

HOARE, C. e COUTELEN, F. 1933—Essai de classification des Trypanosomes des Mammifères et de l'homme basée sur leurs caractères morphologiques et biologiques. Ann. Parasit. Hum. & Comp., vol. 11, p. 196.

KNOWLES, R. 1928—An introduction to Medical Protozoology. Calcutta.

KUDICKE, R. 1930—Die Blutprotozoen und ihre nächsten Verwandten. In C. Mense, Handb. der Tropenkrankheiten, 3a. edição, vol. 5, 2a. part, p. 847.

LAVERAN e MESNIL 1912—Trypanosomes et Trypanosomiases. 2a. edição. Paris.

MACHADO, A. 1911—Pesquizas cytologicas sobre o Trypanosoma rotatorium Gruby. Mem. Instituto Oswaldo Cruz, vol. 3, p. 108.

MARQUES DA CUNHA, A. 1923—Doença de Chagas. O Schizotrypanum cruzi e sua transmissão. A Folha Médica, anno 4, nº 10, p. 17.

MAYER, M. 1920—Pathogene Protozoen. In v. Prowazek, Handb. der pathogenen Protozoen, vol. 2, p. 881.

MINCHIN, E. A. 1912—An introduction to the study of the Protozoa. London.

NIÑO, F. L. 1929—Contribución al estudio de la Enfermedad de Chagas en la Rép. Argentina. Thése de doutoramento. Buenos Aires.

NOELLER, W. 1913—Die Blutprotozoen des Wasserfroches und ihre Ubertragung. Arch. f. Protistenk., 31, 169.

NOELLER, W. 1930—Allgemeines ueber Trypanosomen und Trypanosomenkrankheiten. In Kolle & Wassermann, Handb. der path. Mikroorganismen, 3a. edição, vol. 7, 2a. parte, pag. 1079.

NOELLER, W. 1931—Die naechsten Verwandten der Blutflagellaten und ihre Beziehungen zu den blutbewohnenden Formen. In v. Prowazek, Handb. der Path. Protozoen, vol. 3, p. 1969.

PERUZZZI, M. 1928—Les trypanosomes dans les lésions, les localisations massives et les invasions cellulaires. Rapport final de la Commission Internationale de la Soc. des Nations pour l'étude de la Trypanosomiase Humaine. p. 289. Génève.

PITTALUGA, G. 1934—*Ref.* E. Dias, Estudos sobre o Schizotrypanum cruzi. Medicina de los Paises Cálidos. ano VII, nº 5, p. 253.

REICHENOW, E. 1928—Lehbuch der Protozoenkunde, Doflein u. Reichenow. 5a. edição. Jena.

TOMSON, J. G. & ROBERTSON, A. 1929—Protozoology. London.

VIANNA, G. 1911—Algumas notas sobre o cyclo evolutivo do Tryp. gambiense. Brasil Med., nº 7, p. 61.

VIANNA, G. 1911—Algumas phases de evolução dos trypanosomas equinum e congolense. Brasil Med., nº 11, p. 103.

VIANNA, G. 1912—Nota sobre a biologia do Trypanosoma gambiense, equinum, congolense, e equiperdum. Brasil Med., nº 6, p. 51.

WALKER, L. 1912—Schizogony of the Trypanosoma evansi in the spleen of the Vertebrate. Philip. Jour. Trop. Med., vol. 7, p. 53.

WENYON, C. M. 1926—Protozoology. London.

Trypanosoma cruzi ou Schizotrypanum cruzi?

par

EMMANUEL DIAS

Ainsi que cela a été le cas de presque tous les membres de la famille des *Trypanosomidae,* les opinions des auteurs sur la systématique et la nomenclature de l'agent de la trypanosomiase américaine, découvert par Carlos Chagas, ont fait l'objet de nombreuses controverses.

On sait que Chagas, l'avait tout d'abord considéré comme appartenant au genre *Trypanosoma* Gruby, 1843, en lui donnant la dénomination de *Trypanosoma cruzi* Chagas, 1909. Peu après, cependant, croyant reconnaître dans le cycle endogène du parasite, certaines particularités biologiques qui l'éloignaient des autres flagellés du même genre, il décida de créer pour celui-ci un nouveau genre, et appela *Schizotrypanum cruzi* Chagas, 1909, l'hémo-flagellé qu'il avait découvert. Le nom générique avait été donné à cause d'un processus de multiplication schizogonique qui se produirait dans les capillaires des poumons du vertébré, et duquel résulteraient de petits organismes qui, avant d'atteindre la forme adulte de trypanosome, subiraient une évolution à l'intérieur des globules rouges. Outre la multiplication schizogonique décrite par Chagas — qui serait de nature sexuée, une «gamétogonie» — Hartmann, en 1910 et Gaspar Vianna en 1911, firent connaître une autre modalité de reproduction du parasite, qui s'opérait sous la forme de *leishmania,* à l'intérieur de certains éléments des tissus.

A la suite des premiers travaux de Chagas, les recherches de divers auteurs étendirent à d'autres trypanosomes l'existence d'une multiplication schizogonique dans l'organisme du Vertebré: *T. lewisi* (Carini, 1910), *T. rotatorium* (Machado, 1911), *T. brucei* (Buchanan, 1911), *T. gambiense, T. congolense, T. equinum, T. equiperdum* (Vianna 1911-1912) et *T. evansi* Walker, 1912). Comme le *T. rotatorium* (Mayer, 1843) se trouvait être l'espèce-type du genre, A. Machado proposa que la multiplication gamétogonique en vînt à être considérée comme caractère dans la diagnose du genre *Trypanosoma,* tandis que Chagas, étant donné le résultat de ces recherches, abandonna le genre *Schizotrypanum* par lui créé récemment et en revint à l'appellation de *Trypanosoma cruzi* pour son hémo-parasite.

Dans l'entretemps, les travaux de M. et Mme Delanoë (1912) et de

H. Aragão (1913), qui avaient trait à l'existence de formes de multiplication schizogonique chez des animaux non porteurs d'infections par des trypanosomes, vinrent démontrer que ces formes n'appartenaient pas au cycle évolutif d'hémo-flagellés, mais à celui d'un autre parasite, le *Pneumocystis carinii* Delanoë 1912. Les petites formes de multiplication trouvées dans le poumon représentent la phase de schizogonie d'un sporozoaire, probablement d'espèces de *Klossiella,* d'après Stevenson (Wenyon, 1926, p. 1079). Les vérifications d'Aragão et de M. et Mme Delanoë furent acceptées par Chagas (1913) qui reconnut comme indépendantes du cycle endogène du *S. cruzi,* les formes schizogoniques qu'il avait trouvées dans le poumon du cobaye et de l'homme.

L'existence de schizogonie et de dualité sexuelle dans le Vertébré n'a pas non plus été prouvée postérieurement chez le *T. rotatorium* (W. Nöller, 1913) pas plus que jusqu'à notre époque, chez aucun autre trypanosome; la diagnose du genre n'a donc subi aucune modification, et différents auteurs y ont de nouveau incorporé le parasite de la trypanosomiase américaine, bien que le processus de multiplication qui lui était absolument particulier, et qui fut décrit par Hartmann et Vianna, ait reçu une ample confirmation.

Tous les auteurs sont d'accord sur ce point que la multiplication du *S. cruzi* s'effectue d'une manière complètement différente de celle qui est commune aux autres trypanosomes. Tandis que ceux-ci se reproduisent dans le sang, en général par division binaire et sous la forme de trypanosome, le *S. cruzi* se reproduit dans les tissus, en situation intra-cellulaire, sous l'aspect d'éléments arrondis, dépourvus de flagelle (leishmania), et ce n'est qu'exceptionnellement que l'on trouve, dans le sang circulant, des trypanosomes avec des signes plus ou moins définis de division.

L'absence de multiplication dans le sang périphérique à la manière des autres trypanosomes, et l'existence d'une phase intra-cellulaire d'évolution et de multiplication, constituent la caractéristique biologique principale, et par là, la principale raison de reconnaître les parasites qui possèdent cette caractéristique, comme formant un groupe ou genre à parte, distinct de celui des véritables trypanosomes. Si Chagas avait crée son genre sur cette base, peut-être aucune divergence n'aurait apparu au sujet de sa définition et de son admission. D'autres genres de la même famille, en particulier ceux de flagéllés d'Invertébrés, sont d'une diagnose bien plus subtile et complexe, donc davantage sujets à discussion; il nous semble que, si la distinction entre ces genres était si simple, basée sur des caractères si flagrants que celle entre *Trypanosoma* et *Schizotrypanum,* il n'aurait pas de motif ni de justification raisonables pour que les controverses sur

la systématique des membres de la famille en question se fussent tant prolongées.

Le fait que le genre de Chagas ait été basé sur l'existence d'une multiplication schizogonique, et encore moins le fait que son auteur l'ait rejeté à la suite d'observations erronées d'autres auteurs, n'empêchent nullement que, dès l'instant ou d'autres propriétés biologiques sont connues, qui en permettent la caractérisation, ce genre soit maintenu. Si l'on reconnait des raisons pour la création d'un genre à part pour le parasite de la trypanosomiase américaine, on devra, au lieu de lui donner un autre nom, conserver la dénomination primitive, *Schizotrypanum*, qui maintenant n'est plus prise dans son acception originale [1]. La non-existence d'une schizogonie telle que Chagas l'a décrite au début, ne constitue pas un argument suffisant contre le maintein du genre, puisqu'il y a d'autres propriétés du *S. cruzi* qui également le distinguent nettement des véritables trypanosomes.

Plusieurs auteurs ont plaidé en faveur de ces points de vue. D'après Marques da Cunha (1923), l'absence de multiplication dans le sang, alliée au processus de reproduction dans les tissus, constitue un caractère suffisant pour que l'on maintienne un genre spécial pour l'agent de la maladie de Chagas, «genre qui, d'accord avec les lois de la nomenclature zoologique, devrait conserver la dénomination de *Schizotrypanum*». (p. 19).

Craig (1926) dit: «I believe that this organism should be placed in a distinct genus and that the generic name given it by Chagas should be adopted for trypanosomes answering in morphology and life-history to the species, *Schizotrypanum* cruzi». (p. 276).

Réfutant l'argument principal des auteurs qui n'accèptent pas le genre, argument basé sur la négation de l'existence d'une véritable multiplication schizogonique, Reichenow (1928) s'exprime en ces termes: «Durch die Feststellung, dass Schizogonie bei dieser Art (*S. cruzi*) nicht vorkommt, verliert der Gattungsname *Schizotrypanum* zwar seine kennzeichnende Bedeutung, aber natürlich nicht seine Gültigkeit». (p. 603).

A ce propos, les considérations suivantes de Chagas, Villela e Rocha Lima (1929) sont de grand intérêt:

«Das *Trypanosoma cruzi* (*Schizotrypanum cruzi*) vermehrt sich nicht in Blut durch Zweiteilung wie die anderen Arten dieser Gattung, sondern macht eine Reihe von Zweiteilungen ausserhalb [2] der Gewebszel-

[1] Il convient ici de remarquer que ce nom, s'il est impropre par son sons original, ne l'est pas par sa signification etymologique (puisque σχίζειν signifie tout au plus *diviser* et non *schizogonie*). D'ailleurs, "Un nom générique ou spécifique, une fois publié, ne peut être rejeté pour cause d'impropriété, même par son auteur". . . "(Art. 32 des Règles Internationales de la Nomeclature Zoologique).

[2] Innerhalb.

len durch, wo sie grössere oder kleinere Parasitenzysten bilden. Dieses ist eine nur bei diesem Trypanosom vorkommende biologische Eigenschaft, sodass vielleicht die Bildung einer neuen Gattung *Schizotrypanum* für diesen Parasiten gerechfertigt erscheint. Diese Gattung ist von v. Prowazek auf Grund von in der Lunge gefundenen Parasitenformen aufgestellt, welche sich jedoch später nicht als zum *Trypanosoma cruzi* gehörig herausstellten. Gegen die Bildung der Gattung *Schizotrypanum* kann man einwenden, dass es sich nicht um eine echte Schizogonie, sondern um wiederholte Zweiteilungen im Gewebe handelt, welche zu zystenänlichen Ansammlungen führt. Diese biologische Eigentümlichkeit trennt aber das *Trypanosoma cruzi* von anderen Arten scharf. Das *Trypanosoma cruzi* ist mehr ein Gewebsparasit als ein Blutschmarotzer». (p. 679).

La présence de trypanosomes avec des signes de division dans le sang d'animaux infectés par le *S. cruzi,* d'une part, et le fait que l'on ait signalé des formes leishmanoïdes dans les tissus d'animaux parasités par de véritables trypanosomes, d'autre part, ne sont pas absolument suffisants, manquant de généralité, pour rendre inadmissible la séparation du genre *Schizotrypanum* de ceux des Trypanosomides voisins. La signification du rare fait que l'on trouve des formes adultes du *S. cruzi* présentant l'apparence de division dans le sang, reste encore obscure, bien qu'il y ait des hypothèses qui tendent à l'expliquer; de toute façon, ce fait constitue un phénomène très rare dans l'évolution normale de ce parasite dans l'organisme du Vertébré. Et, en ce qui concerne les manifestations d'invasion cellulaire par des formes adultes ou leishmanioïdes des trypanosomes du type *rhodesiense* et d'autres, elles n'ont pas du tout la même signification que dans le *Schizotrypanum*: «Ces manifestations d'invasion cellulaire ont des caractères qui révèlent des rapports contractés accidentellement avec le protoplasme altéré, ou vacuolisé par un processus régressif, et ils ne présentent pas les phases d'une évolution cyclique intracellulaire propres à d'autres trypanosomes». (M. Peruzzi, 1928, p. 293).

La prolifération des formes leishmania du *S. cruzi* se fait habituellement, à l'intérieur des cellules, par division simple; quelquefois, cependant, il a déjà été signalé, et nous-même avons eu l'occasion de le faire (1934, p. 7 et 15), des formes parasitaires en division multiple, constituées par des masses protoplasmiques uniques, renfermant deux ou plusieurs groupements de nucléo-blépharoplaste. Cette division multiple, asexuée, ou *schizogonie,* est cependant rare, et ce n'est pas là qu'il nous faut chercher une justification sérieuse de la scission des genres. Voyons un peu les opinions de quelques auteurs sur le processus de multiplication: Hartmann (1910), aussitôt qu'il découvrit la véritable évolution intracellulaire du S. cruzi, la considéra comme une autre modalité de schizogonie, dis-

tincte de celle qu'avait observée Chagas. Il la décrivit à l'intérieur de cellules endothéliales du poumon du cobaye, et interpréta les formes leishmania comme représentant le stage final de la multiplication schizogonique. Gaspar Vianna (1911) qui, ensuite, et indépendamment de Hartmann, étudia la morphologie et la distribution des parasites dans les tissus, ne cite que le cas de division binaire (p. 279). Laveran et Mesnil (1912) admettent également comme schizogonique la division des leishmania, bien qu'ils reconnaissent qu'elle s'opére de façon binaire: «Cette multiplication schizogonique... se fait suivant le mode binaire; le parasite se présente dans les cellules comme une véritable leishmania... La division a lieu en deux sur place et on observe assez facilement les diverses étapes du processus. Cette division répétée conduit à la constitution de sortes de nids parasitaires qui occupent une place de plus en plus grande dans la cellule qui les hébèrge». (p. 806).

Bien que n'admettant pas la séparation du genre *Schizotrypanum*, E. Brumpt (1922) rapporte ainsi la division multiple schizogonique: «Les formes Leishmania des tissus de multiplient, tantôt par simple division binaire, tantôt par division multiple (Schizogonie). Ce dernier mode de multiplication, entrevu par Hartmann (1910), a été surtout bien étudié par le regretté G. Vianna, qui a montré les localisations multiples du parasite. Tous les tissus du corps peuvent être envahis par les formes schizogoniques». (p. 270).

Martin Mayer (1920), qui qualifie également la multiplication «in rasch aufeinanderfolgenden Zweiteilung oder durch echte Zerfallsteilung (Hartmann)» de multiplication schizogonique, est d'avis que l'on doit conserver le genre *Schizotrypanum*, en reconnaissant la vraie raison pour laquelle son auteur chercha à la réfuter: «Der Gattungsname war zugunsten von *Trypanosoma* wieder aufgehoben worden, in der Annahme, dass bei echten Trypanosomen eine Vermehrung durch Schizogonie im Warmblüter vorkomme; da sich dies als Verwechslung mit Mischinfektion (Pneumocystis) aufklärte, muss die Gattung Schizotrypanum beibehalten werden». (p. 895). F. L. Niño (1929) qui est aussi d'avis que l'on doit maintenir le genre, admet également la schizogonie intra-cellulaire du *S. cruzi*.

D'après certaines définitions, on pourrait affirmer avec certitude que la prolifération du *S. cruzi* s'effectue par un processus schizogonique. Minchin (1912), par exemple, définit la schizogonie comme «reproduction by simple or multiple fission without concomitant sexual phenomena» (p. 392), et donne donc une grande généralité au phénomène.

Les désignations synonymes de «schizogonie» (Schaudinn), «monogonie» (Lang) et «agamogonie» (Hartmann) ont cependant été utilisées pour définir la phase de multiplication asexuée de certains organismes,

tels que les Foraminifères et les Sporozoaires, dont le cycle évolutif complexe, comporte l'alternance de phases sexuées et de phases asexuées (Generationswechsel). Ces désignations, comme bien d'autres, ont été appliquées par analogie à plusieurs phases du développement du *S. cruzi,* qui donnait à croire au début, dans sa complexité apparente, à l'existence de divers phénomènes semblables à ceux constatés dans l'évolution de ces Protozoaires, et particulièrement dans celle des Sporozoaires. Mais comme on reconnut cependant la véritable évolution du flagellé et comme l'existence d'une phase sexuée ne fut pas démontrée, l'expression réminiscente «schizogonie», provenant des interprétations premières de Chagas, et impropre pour désigner la division binaire commune, pourrait même être évitée lorsqu'on veut se référer à la division multiple occasionnelle des formes intra-cellulaires du *S. cruzi.*

Par ce qui vient d'être dit plus haut sur la convenance de faire du genre *Schizotrypanum* un genre à part, nous voyons qu'il ne manque pas d'arguments qui la justifient entièrement. Toutefois, plusieurs auteurs la considèrent douteuse, voire même, y sont franchement contraires. En général, tous ceux qui pensent ainsi, allèguent principalement que, puisque dans le *S. cruzi,* on ne constate pas une véritable multiplication schizogonique, il ne subsiste guère de motif pour en faire un genre à part.

Wenyon (1926) est de cet avis: ... «there is no actual reproduction by schizogony of *T. cruzi,* which multiplies by binary fission, like all other trypanosomes, so that there is no valid ground for placing it in a separate genus» (p. 481), en s'exprimant plus loin avec plus de précision: «This name (*Schizotrypanum*) was chosen because it was believed that reproduction took place by schizogony, but it is now known that multiplication, though occurring within cells in the leishmania stage, is by the usual method of binary fission, so that it is preferable to retain the trypanosome in the genus *Trypanosoma*». (p. 487).

Dans leurs Protozoologies, Thomson et Robertson, (1929) de même que Hegner et Taliaferro (1925) n'admettent pas nom plus le nom de *Schizotrypanum,* et les derniers cités se prononcent dans ces termes: «The advisibility of separating this form generically from other trypanosomes is very doubtful and we have used the nomenclature *Trypanosoma cruzi*». (p. 166).

En commençant, dans sa Medical Protozoology. le chapitre sur le *S. cruzi,* Knowles (1928) dit que la première difficulté que l'on rencontre dans l'étude de ce parasite, c'est sa nomenclature. Il fait remarquer que le trypanosome diffère en bien des points des autres trypanosomes humains, *T. gambiense* et *T. rhodesiense*: le transmetteur est un Hémiptère; il n'y a pas multiplication dans le sang; celle-ci se produit dans les tissus,

via de leishmania; ainsi donc, Chagas le place dans un nouveau genre, *Schizotrypanum*... «Opinion is at present far from unanimous as to the validity of this new genus. Thus Craig (1926)... adheres to *S. Cruzi*; Wenyon (1926)... adheres to *T. cruzi*. We may perhaps follow Wenyon but note that the matter is still far from settled». (p. 311).

C. A. Hoare (1934) en résumant un de nos travaux (Dias, 1934) dans le Tropical Diseases Bulletin, se déclare absolument contraire à l'adoption du genre *Schizotrypanum*: «It is unfortunate that the author persistently refers to the parasite as *Schizotrypanum cruzi*, in spite of the fact that this name has long ago been rejected by its creator (Chagas 1911), and the original name, *Trypanosoma cruzi* Chagas, 1909, reinstated. The latter name, which as been used in the previous publications of Dias himself, should be retained both because it is the only valid one and for the sake of uniformity in the nomenclature of trypanosomes». Un des auteurs qui s'est avec le plus d'assurance, prononcé sur la question, c'est, comme nous le voyons, Hoare, qui, toutefois, n'a pas tenté de recourir à des arguments bien fondés. Le fait que Chagas eût tenté d'invalider le genre qu'il avait créé, ne constitue pas une objection, étant données les circonstances qui l'y avaient amené. Et le fait allégué que nous-même, dans nos premiers travaux, ayons employé le nom de *Trypanosoma cruzi* n'a aucune valeur; cependant, nous allons montrer plus loin les faits qui nous ont amené à abandonner définitivement cette nomenclature. En posant catégoriquement en fait la validité exclusive de ce genre, l'auteur ne tient nul compte de la diversité des opinions et des raisons qui viennent à l'appui de celles qui lui sont contraires.

Un fait qui a contribué à ce que, à plus forte raison, le genre *Schizotrypanum* soit pris en considération, c'est la découverte de Chatton et Courrier (1921), qui ont constaté dans les tissus de chauves-souris infectées par un trypanosome, des formes de multiplication analogues à celles que présente le *S. cruzi*. Le parasite, qui ne se divise pas non plus dans le sang, a été dénommé *Schizotrypanum pipistrelli* Chatton et Courrier 1921; il est probable, ainsi que l'admettent aujourd'hui différents auteurs, que ce soit le même que le *Trypanosoma vespertilionis* décrit par Battaglia en 1904, et celui-ci devra donc s'appeler *Schizotrypanum vespertilionis* (Battaglia, 1904).

C'est en étudiant un hémo-flagellé de chauve-souris que nous avons trouvé à Lassance (Dias, 1933) que nous nous sommes rendu compte, tardivement d'ailleurs, de la nécessité de reconnaître, parmi les Trypanosomides, un genre à part, dont les espèces se distingueraient des autres trypanosomes par cette propriété fondamentale qu'il présente d'effectuer une phase d'évolution et de multiplication dans les tissus. C'est ce qui fait que

maintenant, nous nous rangeons aux côtés des auteurs modernes, comme Reichenow (1928), Nöller (1930-1931) [3] et Kudicke (1930), qui acceptent le groupe ou genre Schizotrypanum lequel comporte actuellement l'espèce-type *S. cruzi,* parasite de l'homme et d'autres animaux, et le *S. vespertilionis,* parasite de Cheiroptères.

Quelle devrait être la place du genre *Schizotrypanum* dans la classification de la famille *Trypanosomidae* ?

Les auteurs qui n'admettent pas le genre (Wenyon 1926, Hoare et Coutelen, 1933, etc.) placent le *S. cruzi,* par les caractéristiques de son évolution dans l'Invertébré à côté du *T. lewisi* et d'autres, qui évoluent dans la partie postérieure du tube digestif, et sont transmis par contamination. Si l'on considére cependant les raisons qui portent à admettre le genre *Schizotrypanum,* et qui sont basées essentiellement sur l'évolution du parasite dans le Vertébré, nous voyons qu'il diffère beaucoup des trypanosomes qui comme lui, se développent dans la «posterior station» du transmetteur.

La plupart des auteurs n'ont pas attribué l'importance qui conviendrait, comme élément de classification, à la phase d'évolution et de multiplication qui s'effectue dans les tissus du Vertebré, et qui distingue si nettement des véritables trypanosomes, le *S. cruzi.* Dans cette évolution, le parasite assume alternativement les caractéristiques morphologiques des flagellés des genres *Leishmania* et *Trypanosoma*—fait universellement reconnu et sur la valeur duquel E. A. Minchin avait, dès 1912, en termes précis appelé l'attention: «The intracellular multiplication, however, recalls strongly that of the parasite of kala-azar. *Schizotrypanum* thus forms an important link between a typical blood-trypanosome, such as *T. lewisi,* and a tissue-parasite, such as the species of *Leishmania,* in which the free trypanosome-phase no longer exists, apparently». (p. 296). En même temps, Ezequiel Dias (1912, p. 47) affirma que «es ist Tatsache dass das *Trypanosoma cruzi* weniger ein Parasit des Blutes als der gewebe ist». Comme, en l'occurrence, ce sont les conceptions initiales de Chagas qui prévaudraient, conceptions sur lesquelles se fondait le genre *Schizotrypanum,* et comme celles-ci seraient généralisées à d'autres trypanosomes, il manquait des éléments pour que ce genre fût reconnu, et Minchin, dans sa classification ne l'a donc pas adopté (v. pag. 307-308).

Comme nous considérons parfaitement juste, d'après les connaissances actuelles, le maintien du genre *Schizotrypanum,* nous l'inclurons dans la classification des Trypanosomides, comme intermédiaire, précisément,

---

[3] Nöller admet *Schizotrypanum* comme sous-genre.

entre *Leishmania* et *Trypanosoma,* ainsi que Minchin l'avait déjà indiqué. Et pour cela, nous suivrons l'orientation de la classification de Wenyon (1926) et, d'après les caracteristiques de l'évolution des parasites digénetiques chez l'hôte Vertebré, aussi bien que chez l'Invertebré nous ordonnerons ainsi les genres de la famille *Trypanosomidae*:

Famille TRYPANOSOMIDAE:—

A. Flagellés dont l'hôte est uniquement l'Invertébré. L'infection est contaminative, et se transmet au moyen de kystes.

(a) *Leptomonas.*
(b) *Critidia.*
(c) *Herpetomonas.*

B. Flagellés qui ont des hôtes Vertébrés et Invertébrés. L'infection se transmet par contamination ou par inoculation. Il n'y a pas de kystes. Parasites du sang et des tissus du Vertebré.

(a) Flagellés qui se multiplient dans les tissus du Vertébré sous la forme Leishmania.

(1) Flagellés chez lesquels la forme la plus avancée de développement dans l'insecte est du type leptomonas. Infection du Vertébré inoculative ou contaminative. Chez le Vertébré, les parasites ont la morphologie de corpuscule leishmaniforme.

Leishmania

(2) Flagellés qui, dans le transmetteur et dans le Vertébré, atteignent la forme de trypanosome. Evolution dans la partie postérieure de l'insecte; transmission par contamination.

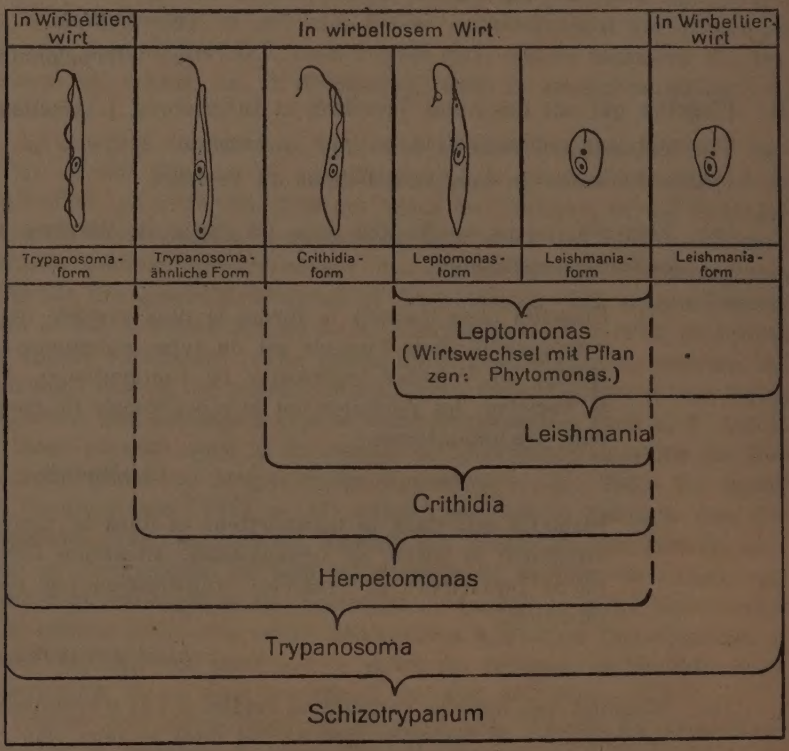
Schizotrypanum

(b) Flagellés qui, dans le Vertébré ne subissent pas d'évolution intracellulaire; la multiplication se fait dans le sang, généralement sous la forme de trypanosome. La forme la plus élevée d'évolution dans le transmetteur est du type trypanosome. Transmission par contamination ou par inoculation.

Trypanosoma.

G. Pittaluga (1934) a récemment soutenu dans les termes suivants une opinion semblable à celle de Minchin: ...«*Schizotrypanum cruzi*, parasite qui, à son intérêt comme agent pathogène, reunit celui de ses caractères biologiques, qui en font un protozoaire intermediaire entre les trypanosomes proprement dits et les Leishmania». (p. 253).

L'acceptation du genre *Schizotrypanum*, en vertu de l'évolution particulière de ses espèces chez l'hôte définitiv, a amené Reichenow (1926) à modifier le diagramme de Wenyon (1926) dans lequel sont représentés les divers types morphologiques que présentent les Trypanosomides dans leur cycle évolutif général. Le schema de Reichenow est le suivant:



Schema des types morphologiques presentés par les flagéllés des différents genres de la famille *Trypanosomidae*. Modification du schema de Wenyon (1913, 1921, 1926), d'après Reichenow 1928 (In Doflein, Lehrbuch der Protozoenkunde, 5ème édition, II, fig. 519, p. 537).

En terminant le présent travail, dans lequel, avec l'idée de documenter la convenance du maintien du genre *Schizotrypanum*, nous n'avons cherché qu'à mettre au point les faits les plus essentiels, tout en évitant les détails encore mal élucidés, nous désirons ajouter que nous considérons que la question est encore loin d'être résolue, étant donné sa nature qui prête tant à la controverse. Nous conclurons en nous servant des mots même de Reichenow: «Die äusserst umfangreiche Gattung *Trypanosoma* in mehrere gut gekennzeichnete Gattungen aufzulösen, ist trotz verschiedener Versuche bisher nicht geglückt. Nur ein paar Arten lassen sich auf Grund ihrer Entwicklungsweise klar abtrennen, nämlich diejenigen, welche sich im Wirbeltier niemals in freibeweglichem Zustande, sondern nur intrazellulär in der Leishmaniaform vermehren». (p. 537). Ces espèces appartienent au genre *Schizotrypanum* dont l'acceptation, pas encore générale, nous semble de plus en plus s'imposer.

Typ. do Instituto Oswaldo Cruz — Rio de Janeiro — Brasil.